MAX SCHÖNWETTER

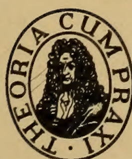
HANDBUCH DER OOLOGIE

HERAUSGEGEBEN UND ERGÄNZT VON

Prof. Dr. WILHELM MEISE

Zoologisches Institut und Zoologisches Museum Hamburg

Lieferung 46



AKADEMIE VERLAG

1992

Autor: Max Schönwetter
Herausgeber: Prof. Dr. Wilhelm Meise
Martin-Luther-King-Platz 3
W-2000 Hamburg 13

1. Auflage 1992

Lektorat: Christiane Grunow
Manuskriptbearbeitung: Karl Abel
Herstellerische Betreuung: Sabine Gerhardt



ISBN 3-05-501325-5

Erschienen in der Akademie Verlag GmbH, O-1086 Berlin (Federal Republic of Germany), Leipziger Str. 3–4
Die Akademie Verlag GmbH ist ein Unternehmen der VCH Verlagsgruppe

Gedruckt auf säurefreiem Papier

Gesamtherstellung: Graphischer Betrieb Gebr. Garloff GmbH
O-3018 Magdeburg, Gröperstr. 14
Printed in the Federal Republic of Germany

VRIES, T. G. DE (1942): Broedt het bokje, *Lymnocryptes minimus* (Brünn.), in Nederland? Limosa 15, S. 95–98. (z. I S. 397)
–, aus EYKMAN u. a. (1937–1949). (z. II S. 541 u. 659)
VRIJDAGH, Sammler u. mündl. an CHAPIN (1954). (z. III S. 69 bzw. 90 u. 91)

WACHS, H. (1922): Zur Ähnlichkeit der Kuckuckseier. Biol. Zentralbl. 42, S. 270–278. (z. I S. 554 u. 598)
WAGNER, H. O., briefl., siehe WETMORE (1965), S. 302. (z. I N zu S. 204)
WAHLGREN, F. (1871): Ein Ei im Eie. J. f. Orn. 19, S. 260–265. (z. I S. 117; IV)
WAHNES, C., Sammler. (z. II S. 779)
WAIT, N. E., in BAKER 1934. (z. III S. 644)
WALKER, L. C., Sammler, siehe SKINNER (1924 c). (z. I S. 709; II S. 308 u. 311, ? 377)
WALKINSHAW, L. H. (1938): Nesting studies of the Prothonotary Warbler. Bird-banding 9, S. 32–46. (z. III S. 345)
– (1939): Nesting of the Field-sparrow and survival of the young. Ebenda 10, S. 107–114, 149–157. (z. III S. 137, 197 u. 248)
– (1941): The Prothonotary Warbler, a comparison of nesting conditions in Tennessee and Michigan. Wilson Bull. 53, S. 3–21. (z. III, S. 321 u. 331)
– (1983): Kirtland's Warbler. The natural history of an endangered species. Bloomfield Hills, Mich. (Cransbrook Inst. Sci.). 207 S. (z. III N zu S. 396)
WALLACE, G. J., bei BENT. (z. II S. 447)
WALTER, A. (1889; 1890): Funde von jungen Kuckucken und Kuckuckseiern. Orn. Mon.schr. 14, S. 459–462; 15, S. 468–473. (Dazu andere Arbeiten in J. f. Orn. 24, S. 368–373, 1876; Orn. Mon.schr. 13, S. 357–359, 1888; J. f. Orn. 37, S. 33–46, 1889; 41, S. 135–149, 1893). (z. I S. 549, 553 u. 598)
– (1902): Ornithologische Beobachtungen an der westlichen Taimyrhalbinsel vom September 1900 bis August 1901. Ann. Mus. Zool. St. Petersburg 7, S. 152–160. (z. I S. 403)
WALTER, H. (1979): Eleonora's falcon. Chicago & London (Chicago Univ. Press). 410 S. (z. I N zu S. 185)
WALTERS, J. (1972): Double-yolked egg of Skylark. Brit. Birds 65, S. 400. (z. II N zu S. 178)
WALTERS, M. P. (1973): The eggs of *Carpococcyx renauldi*. Bull. Brit. Orn. Club 93, S. 174. (z. I N zu S. 593).
– (1974): The eggs of the Golden Conure *Aratinga guarouba*. Bull. Brit. Orn. Club 94, S. 71. (z. I N zu S. 517)
– (1976 a, b): First record of nest and eggs of Jardine's Parrot *Poicephalus gulielmi*. Ibis 118, S. 118 bis 119. – Siehe id., ibid. S. 425: Depository of eggs of Jardine's Parrot *Poicephalus gulielmi*. (z. I N zu S. 522)
– (1976 c): Some observations on the eggs of the Great White-bellied Heron, *Ardea insignis*. J. Bombay Nat. Hist. Soc. 73. S. 213–214. (z. I N zu S. 87)
– (1984): Description of the eggs of two lories previously undescribed. Bull. Brit. Orn. Club 104, S. 116. (z. I N zu S. 513)
–, briefl. an Herausgeber 1976 und 1984. (z. I N zu S. 87 u. a.)
WAN THO, LOKE (1957): A company of birds. London (Joseph). 174 S. (z. II S. 468 u. a.)
WANG, SHUZHEN, B. ZHENG & L. YANG (1982 = 1983): A record on the nest and egg of six species of birds in Xishuanghannan of Yunnan. Zool. Res. (Kunming) 4, S. 238 (Chin.). (z. II N zu S. 285 u. a.)
–, – & – (1982 = 1983): idem (statt „six“: five). Ebenda 4, S. 308. (z. III N zu S. 510 u. a.)
WARD, A. E. (1906–1907): Birds of the provinces of Kashmir and Jammu and adjacent districts. Journ. Bombay Nat. Hist. Soc. 17, S. 479–485, 943–949. (z. II S. 383 in HARTERT, III S. 451 aus Baker 1934)
WARHAM, J. (1974): The Fjordland Crested Penguin *Eudyptes pachyrhynchus*. Ibis 116, S. 1–27. (z. I N zu S. 50)
– (1975): The Crested Penguins. In: STONEHOUSE (Hrsg.) s. dort, S. 189–269. (z. I N zu S. 50)
– (1983): The composition of petrel eggs. Condor 85, S. 194–199. (z. I N zu S. 62 u. 64)
WARNER, D. 1957, briefl. an LEOPOLD 1959. (z. I S. 222 u. 261)
WASENIUS, E. (1927): Aeggmatt och äggvikt. Orn. fenn. 4, S. 56–57. (z. I S. 397)
– (1929): Aegg av *Emberiza rustica*. Orn. fenn. 6, S. 49. (z. III S. 231)
– (1930): Ägg av fjälluggla och berguv. Orn. fenn. 7, S. 47–49. (z. I N zu S. 604 u. a.)
WASENIUS, E., Quelle zu *Larus argentatus* von Kola nicht gefunden. (z. I S. 445)
– aus MAKATSCH 1974 u. 1976. (z. I N zu S. 386; III S. 627)
WATERS, H. P. E. (1947): On the nesting of the Red-browed Finch (*Callacanthis burtoni* (Gould)). Journ. Bombay Nat. Hist. Soc. 46, S. 721–722. (z. III S. 446)
WATKINS, B. P. & R. W. FURNESS (1986): Population, status, breeding conservation on the Gough Moorhen. Ostrich 57, S. 32–36. (z. I N zu S. 333, 351)

Watling, D. (1983): Ornithological notes from Sulawesi. Emu 83, S. 247–261. (z. I N zu S. 507)

Watson, G. E. (1975): Birds of the Antarctic and Subantarctic. American Geophysical Union (Washington, D. C.). 350 S. (z. II N zu S. 218, 230) siehe Peters Bd. 11, 1986. (z. II N zu S. 545, 773)

Watson, J. (1979): Clutch sizes of Seychelles' endemic land birds. Bull. Brit. Orn. Club 99, S. 102 bis 105. (z. III S. 86)

Wayne, A. T. (1919): Nest and eggs of Wayne's Warbler (*Dendroica virens waynei*) taken near Mount Pleasant, S. C. Auk 36, S. 489–491. (z. III S. 327 u. 342)

Weatherill, W. E. (1909): Description of a new *Pseudogerygone* from south-east Queensland. Emu 9, S. 26–28. (z. II S. 650 u. 732)

Weekes, J. T. (1948): The nesting of some southern Sudan birds. Ibis 90, S. 116–118. (z. III N zu S. 498 u. a.)

– (1949): Notes on some birds of Ruwenzori. Ibis 91, S. 107–108. (z. III S. 89)

Weigold, H. (1926): Maße, Gewichte und Zug nach Alter und Geschlecht bei Helgoländer Zugvögeln. Oldenburg i. O. (Littmann). 73 S. (z. I S. 458; II, S. 145 u. 367)

–, als Sammler siehe Kleinschmidt & Weigold. (z. III S. 7)

Welishanin (Welischanin), A. (1926): An den Nistplätzen von *Pseudoscolopax taczanowskii (Macrorhamphus semipalmatus)*. Uragus 1, S. 17–18. (Russ., dtsch. Zus.). (z. I S. 393 u. 409)

Weller, W. M. (1959): Parasitic egg laying in the Redhead (*Aythya americana*) and other North American Anatidae. Ecol. Monogr. 29, S. 333–365. (z. I N zu S. 130)

– (1967): Notes on plumages and weights of the Black-headed Duck, *Heteronetta atricapilla*. Condor 69, S. 133–145. (z. I N zu S. 119)

Wendland, V. (1959): Schreiadler und Schelladler. Neue Brehm-Bücher (Wittenberg, Ziemsen) 236. 71 S. (z. I N zu S. 147)

Wendlandt, P. (1913): Über die Brutverhältnisse und Eiermaße der in der westlichen paläarktischen Region lebenden Eulenarten. J. f. Orn. 61, S. 409–443. (z. I S. 606; IV)

Werner (W.?) (1919): Vom Brutgeschäft der Pfefferfresser. Mitt. Vogelwarte (Stuttgart) 18, S. 9–12. (z. I N zu S. 737 u. 738)

West, S. (1976): First description of the eggs of the Cinnamon Becard. Condor 78, S. 422–423. (z. II N. zu S. 132 u. 139)

Westerskov, K. (1950): Methods for determining the age of game bird eggs. J. Wildl. Manag. 14, S. 56–67. (z. IV)

– (1956): Productivity of New Zealand Pheasant populations. Wildl. Publ. (New Zealand Dpt. Intern. Aff., Wellington), 40 B. 140 S. (z. I N zu S. 255)

Wetmore, A. (1926): Observations on the birds of Argentine, Paraguay, Uruguay and Chile. Bull. U. S. Nat. Mus. 133. 448 S. (z. II S. 57; III S. 392)

– (1927): The birds of Porto Rico and the Virgin Island. Psittaciformes to Passeriformes. In: Scient. Surv. Porto Rico and Virgin Island of the New York Acad. Sci. 9, S. 407–598. (z. I S. 581)

– (1965, 1968. 1972): The birds of the Republic of Panamá. 3 Bde. Smiths. Misc. Coll. (Washington, D. C.) 150. 483 + 607 + 631 S. (z. I N zu S. 42 u. a.)

– (1967): Re-creating Madagascar's giant extinct birds. Nat. Geogr. Mag. 132, S. 488–493. (z. I N zu S. 32)

– (1974): The egg of a Collared Forest-falcon. Condor 76, S. 103. (z. I N zu S. 186)

–, briefl. an Herausgeber 1970. (z. II S. 369)

– & B. H. Swales (1931): The birds of Haiti and the Dominican Republic. Bull. U. S. Nat. Mus. (Washington) 55. 483 S. [z. I N zu S. 352 u. a.; III S. 212 (errore 155 statt 55)]

Whymper, S. L., bei Baker. (z. I S. 653)

Whistler, aus Ali & Ripley 1972. (z. III S. 727)

White, C. M. N. (1943): Field notes on some birds of Mwinilunga, Northern Rhodesia. Ibis 85, S. 127–131. (z. III S. 597 u. 612)

White, C. M. N. (1944): A new race of *Serinus*. Bull. Brit. Orn. Club 64, S. 39–40 (aber ohne Ei, s. Chapin 1954, S. 600). (z. III S. 438 errore)

– (1946): The ornithology of Kaonde-Lunda province, Northern Rhodesia. Ibis 88, S. 68–103, 206–224, 502–512. (z. II S. 632 u. 714)

– (1960. 1962): A check-list of the Ethiopian Muscicapidae (Sylviinae). Occ. Pap. Nat. Mus. South-Rhodesia (Bulawayo) 24 B, S. 399–430; 26 B, S. 653–738. (z. II S. 545 u. a.)

– (1963): A revised check list of African flycatchers, tits, tree creepers, sunbirds, white-eyes, honey eaters, buntings, finches, weavers and waxbills. Lusaka (Gov. Printer) 142 S. (z. II S. 733)

–, briefl. an und aus Chapin. (z. III S. 553 bzw. S. 459)

White, D. H. & E. Cromartie (1977): Residues of environmental pollutants and shell thinning in *merganser* eggs. Wilson Bull. 89, S. 532–542. (z. I N zu S. 134)

–, C. A. Mitchell & R. M. Prouts (1983): Nesting biology of Laughing Gulls in relation to agricultural chemicals in South Texas, 1978–1981. Wils. Bull. 95, S. 540–551. (z. I N zu S. 447)

White, E. W. (1882): Notes on birds collection in the Argentine Republic, with notes by P. L. Sclater. Proc. Zool. Soc. (London) 1882, S. 591–629. (z. III S. 398)

White, H. L. (1903): Collection of Australian birds and eggs in his possession. Melbourne. 26 S. 4°. (nicht zitiert)

– (1910): Description of two new nests and eggs from north-west Australia. Emu 10, S. 132–134. (z. II S. 762 u. 802)

– (1911): Descriptions of new eggs. Emu 10, S. 339–340. (z. III S. 128)

– (1912): Description of the eggs of the Lesser Satin Bower-bird (*Ptilonorhynchus minor,* Campbell) and of the eggs of *Ninox strenua*. Emu 12, S. 20–21. (z. III S. 670)

– (1913): Descriptions of new eggs. Emu 13, S. 48–49. (z. III S. 141)

– (1914): Descriptions of two Australian birds' eggs. Emu 14, S. 57–59. (z. II S. 640 u. a.)

– (1915a): Descriptions of new Australian birds' eggs. Emu 14, S. 157–158. [z. II S. 639, 719 (errore S. 154 statt 157) u. 721 (errore 1914)]

– (1915b): Descriptions of nests and eggs new to science. Emu 15, S. 35–36. (z. II S. 639 u. a.)

– (1915c): Reviews („Nests and eggs of birds found breeding in Australia and Tasmania" by J. North). Emu 15, S. 37–65. (z. II S. 640)

– (1916): Description of Australian birds' eggs hitherto unrecorded. Emu 15, S. 250–253. (z. II S. 648 u. 729)

– (1917a): Descriptions of new or rare eggs. Emu 16, S. 159–164. (z. II S. 775 u. 819)

– (1917b): Description of nest and eggs of the Rufous-crowned Emu-wren *(Stipiturus ruficeps,* Campbell). Emu 17, S. 39 (z. II S. 638 u. 720)

– (1918): Descriptions of two new nests and eggs. Emu 18, S. 127–128. (z. II S. 580 u. 670)

– (1922): Description of eggs of the Golden-shouldered Parrot (*Psephotus chrysopterygius*). Emu 22, S. 98 bis 99. (z. I N zu S. 528)

–, Sammlung und Katalog. (z. III S. 114 bzw. 125 u. a.)

–, in Mathews 1920 u. 1922 (z. II S. 644 u. a.)

–, in Ramsay? (z. II S. 181 u. 725)

–, errore für Serventy & Whittell (1967), S. 332. (z. II S. 727)

White, S. A. (1917): Description of nest and eggs of the Desert Chat (*Ashbyia lovensis,* Ashby). Emu 16, S. 165–167. (z. II S. 651)

Whitehead, C. H. T. (1909): On the birds of Kohat and Kurram, Nothern India. Ibis 1909, S. 90–134, 214 bis 286 (Nachtrag 620–623). (z. III, S. 10)

–, als Sammler. (z. II S. 741; III S. 76)

–, in Ogilvie-Grant & Whitehead, s. dort; in Sharpe-Whitehead. (z. II S. 766; III S. 65); in Smythies (1960). (z. II S. 742; III S. 65)

Whitehead, J. (1885): Ornithological notes from Corsica. Ibis 1885, S. 24–48. (z. I S. 166)

Whitlock, F. L. (1910): On the East Murchison. Four month's collecting trip. Emu 9, S. 181–219. (z. III S. 139 u. a.)

Whitson, Martha (1976): Courtship behavior of the Greater Roadrunner. Living bird 14, S. 215 to 255. (z. I N zu S. 535)

Whittow, G. C. & G. S. Grant (1985): Water loss and pipping sequence in the eggs of the Redtailed Tropicbird (*Phaethon rubricauda*). Auk 102, S. 749–753. (z. IV N zu S. 148)

–, T. R. Simons & T. N. Pettit (1984): Water loss from the eggs of a tropical sea bird (*Pterodroma phaeopygia*) at high altitude. Comp. Biochem. Physiol. 78 A, S. 537–540 (= Gas exchange in avian birds II, 1985, S. 48–51). (z. I N zu S. 44)

Wickmann, H. (1893): Die Entstehung der Färbung der Vogeleier. Münster. i. W. (Espagne) 64 S. Diss. Gia Ben Philos. Fak. 1894. (z. I S. 38)

Wied, M. A. P. Prinz zu (1830–1831): Beiträge zur Naturgeschichte von Brasilien. 4 Bde. Weimar (Landes-Industrie-Comptoir). 644 + 621 + 1277 + 946 S. (z. III S. 297 u. 404)

Wiedenfeld, D. A. (1985): Nests of three Andean hummingbird species. Bull. Brit. Orn. Club 105, S. 115 bis 116. (z. I N zu S. 676, 677)

Wilbur, S. R. (1978): Turkey Vulture egg-shell thinning. Wils. Bull. 90, S. 642–643. (z. I N zu S. 137)

Wiley, J. W. (1985): Shining Cowbird parasitism in two avain communities in Puerto Rico. Condor 87, S. 165–176 (z. III N zu S. 396)

– & B. N. (1981): Breeding season ecology and behavior of Ridgway's Hawk (*Buteo ridgwayi*). Condor 83, S. 132–151. (z. I N zu S. 165)

Willard, D. E., briefl. 1986 (z. I N zu S. 717 u. a.)

WILLARD, F. C. (1910): aus BENT 1968. (z. III S. 454)
WILLETT, J. (1919): Notes on the nesting of two little-known species of petrels (*Pterodroma hypoleuca, Oceanodroma tristrami*). Condor 21, S. 194–207. (z. I S. 70)
WILLIAMS, A. J. (1970): Aspects of the breeding biology of the Gentoo Penguin, *Pygoscelis papua.* Gerfaut (Bruxelles) 70, S. 283–295. (z. I N zu S. 50)
– (1980 a): Penguin proportionate egg weight. Notornis 27, S. 125–128. (z. I N zu S. 50)
– (1980 b): Variations in weight of eggs and its effect on the breeding biology of the Great Skua. Emu 80, S. 198–202. (z. I N zu S. 430)
– (1980 c): Rockhopper Penguins *Eudyptes chrysocome* at Gough Island. Bull. Brit. Orn. Club 100, S. 208 bis 212. (z. I N zu S. 50)
–, S. G. BRAINE & P. BRIDGEFORD (1986): The biology of the Dusky Sunbird in SW. A./Namibia: A review. Lanioturdus (Windhoek) 22, S. 4–10. (z. III N zu S. 89)
– & A. E. BURGER (1979): Aspects of the breeding biology of the Imperial Cormorant, *Phalacrocorax atriceps melanogenis*, on Marion Island. Gerfaut 69, S. 407–423. (z. I N zu S. 80)
– & J. COOPER (1983): The Crowned Cormorant: breeding biology, diet and offspring reduction strategy. Ostrich 54, S. 213–219. (z. I N zu S. 81)
– & – (1984): Aspects of the breeding biology of the Jackess Penguin *Spheniscus demersus.* Proc. Fifth Pan-Afr. Orn. Congr., S. 841–853. (z. I N zu S. 51)
–, – & P. A. R. HOCKEY (1984): Aspects of the breeding biology of the Kelp Gull at Marion Island and South Africa. Ostrich 55, S. 147–157, mit viel Literatur. (z. I N zu S. 446)
–, W. R. SIEGFRIED & J. COOPER (1982): Egg composition and hatching precocity in seabirds. Ibis 124, S. 456 bis 470. (z. I N zu S. 50 u. a.)
WILLIAMS, D. L. G. (1981): *Genyornis* eggshell (Dromornithidae, Aves) from the late Pleistocene of South Australia. Alcheringia 5, S. 133–140. (z. I N zu S. 24)
WILLIAMS, J. G. (1951): Ayres' Hawk-eagle in Kenya Colony. Ool. Rec. 25, S. 25–26. (z. I S. 146 u. 171)
WILLIAMS, M. D. (1980 a): First description of nest, eggs, and nestlings of the Guayaquil Woodpecker (*Campephilus* [*Phloeoceastes*] *gayaquilensis*). Wils. Bull. 92, S. 506–508. (z. I N zu S. 768)
– (1980 b): First description of the egg of the White-winged Guan *Penelope albipennis* with notes on its nest. Auk 97, S. 889–892. (z. I N zu S. 204)
– (1981a): Discovery of the nest and eggs of the Cinereous Finch (*Piezorhina cinerea*), a Peruvian endemic. Auk 98, S. 187–189. (z. III N zu S. 202 u. a.)
– (1981b): Description of the nest and eggs of the Peruvian Thick-knee (*Burhinus superciliaris*). Condor 83, S. 183–184. (z. I N zu S. 422)
– (1981c): The nest and eggs of the Coastal Miner *Geositta peruviana*, a Peruvian endemic. Ibis 123, S. 366 bis 367. (z. II N zu S. 19)
– (1981d): First description of the nest, eggs, and young of the Tumbes Sparrow (*Aimophila* [*Rhynchospiza*] *stolzmanni*). Condor 83, S. 83–84. (z. III N zu S. 250)
– (1985): Rufous Flycatcher (*Myiarchus semirufus*) and its nest and eggs. Orn. Monogr. 36, S. 360. (z. II N zu S. 72)
WILLIAMS, aus Südafrika (z. I S. 171) nicht angeführt.
WILLIAMS (1978). (z. I N zu S. 422)
WILLIS, E. O. (1966): Notes on a display and nest of the Club-winged Manakin. Auk 83, S. 475 bis 476. (z. II S. 830)
WILLIS, E. O. (1972 a): Breeding of the White-plumed Antbird (*Pithys albifrons*). Auk 89, S. 192 bis 193. (z. II S. 826)
– (1972 b): The behavior of Spotted Antbird. Orn. Mon. (Lawrence, Ks.) 10. 162 S. (z. II N zu S. 43 u. 53)
– (1972 c): Taxonomy, ecology, and behavior of the Sooty Ant-tanager (*Habia gutturalis*) and other Ant-tanagers (Aves). Amer. Mus. Novit. 2480. 38 S. (z. III S. 288 u. 308)
– (1976): Similarity of a tanager (*Orchesticus abeillei*) and an ovenbird (*Philydor rufus*): A possible case of mimicry. Ciênc. & Cult. São Paulo 28, S. 1492–1493. (z. III S. 282)
–, D. WECHSLER & Y. ONIKI (1978): On behavior and nesting of the Connell's Flycatcher (*Pipromorpha macconnelli*): does female refection lead to male promiscuity? Auk 95, S. 1–8. (z. II N zu S. 87 u. 120)
WILSON, R. T., M. P. WILSON & J. W. DURKON (1986): Breeding of the Barn Owl *Tyto alba* in Central Mali. Ibis 128, S. 81–90. (z. I N zu S. 600)
WINGHAM, E. J. (1984): Breeding biology of the Australian Gannet *Morus serrator* (Gray) at Motu Karamarana, Hauraki Gulf, New Zealand I. The egg. Emu 84, S. 129–136. (z. I N zu S. 74 u. 76)
WINKEL, W. (1970): Experimentelle Untersuchungen zur Brutbiologie von Kohl- und Blaumeise (*Parus ma-*

jor und *P. caeruleus*). Über Legeperiode, Eigröße, Brutdauer, Nestlingsentwicklung und Reaktion bei Veränderung der Eizahlen. J. f. Orn. 111, S. 154–174. (z. III S. 7, 20 u. 23)
– (1974): Brutbiologische Untersuchungen am Trauerschnäpper (*Ficedula hypoleuca*) während seiner Legeperiode. Vogelwelt 95, S. 60–70. (z. II S. 742)
– (1979): Über einige brutbiologische Befunde an Nachgelegen des Feldsperlings (*Passer montanus*). Vogelwelt 100, S. 191–195. (z. III S. 534)
– (1984): Zur Eigröße von Sumpf- und Weidenmeise (*Parus palustris* und *P. montanus*). Vogelwelt 105, S. 219–224. (z. III N zu S. 13 u. 14)
– (1986): Brutzeit-Daten vom Gartenrotschwanz (*Phoenicurus phoenicurus*). Untersuchungsbefunde aus einem Lärchenversuchsgebiet. Vogelwelt 107, S. 210–220. (z. II NN zu S. 380)
WINNETT-MURRAY, K. (1985): First reported nest of the White-eared Ground-sparrow (*Melozone leucotis*). Condor 87, S. 554. (z. III N zu S. 266)
WINTER, S. V. & E. P. SOKOLOV (1983): The Daurian Myna, *Sturnus sturninus* (Pallas), in Middle Amur region. Trudy sool. Mus. Ak. Nauk (Leningrad) 116, S. 61–71. (z. III N zu S. 616)
WINTERBOTTOM, J. M. (ed.) (1971): PRIEST's Eggs of Southern African birds revised. Johannesburg (Winchester Press). 235 S., Farbtaf. (z. I N)
– (1975): Notes on South African species of crows. Ostrich 46, S. 236–256. (z. III S. 725)
WINTERSTEIN, S. R. & R. J. RAITT (1983): Nestling growth and development and the breeding ecology of the Beechey Jay (*Cyanocorax beecheii*). Wilson Bull. 95, S. 256–268. (z. III N zu S. 732)
WITHERBY, H. F., F. C. R. JOURDAIN, N. F. TICEHURST & B. W. TUCKER (1938–1941): The handbook of British birds. 5 Bde. London (Witherby). 326 + 352 + 387 + 461 + 381 S. (z. I S. 122 u. a.)
WITTMANN, U. & H. RUPPERT (1984): Künstliche Erbrütung und Aufzucht des Waldrapp, *Geronticus eremita* (L., 1758). Zool. Garten N. F. 54, S. 427–438. (z. I N zu S. 106)
WOITKEWITSCH, R. (1974): Ungewöhnliche Eigröße beim Schwarzmilan *Milvus migrans*. Vogelwelt 95, S. 73. (z. I N zu S. 143)
WOLFE, L. R. (1936. 1938 a. 1939. 1951): [Eggs of the Falconiformes.] Ool. Rec. 16, S. 83–84; 18, S. 2–10, 25–35, 49–60, 74–87; 19, S. 7–8; 25, S. 17–22, 36–42, 49–54. (z. I S. 135 u. a.; S. 177 u. II S. 199 errore SPARROW, der Sammler, als Autor angeführt)
– (1938 b): Birds of Central Luzon. Auk 55, S. 198–224. (z. III S. 103)
– (1954): The nesting of the Laughing Falcon. Condor 56, S. 161–162. (z. I N zu S. 179 u. 186)
– (1959 a): Nesting of the Laughing Falcon (*Herpetotheres cachinnans chapmani*). Ool. Rec. 33, S. 6–9. (z. I N zu S. 186)
– (1959 b): The Black Hawk (*Buteogallus anthracinus*). Ool. Rec. 33, S. 37–39. (z. I NN zu S. 169)
– (1965): On the eggs of the Grey-backed Sparrow Hawk (*Accipiter erythrocnemius* Kaup). Ool. Rec. 39, S. 17–18. (z. I N zu S. 161)
WOLLEY, J. JR. (1857): On the nest and eggs of the Waxwing (*Bombycilla garrula*, Temm.). Proc. Zool. Soc. (London) 1857, S. 55–56. (z. II S. 322)
WOLTERS, H. E. (1975–1982): Die Vogelarten der Welt. Hamburg & Berlin (Parey). 745 S. (z. III S. 700 und 719)
– (1977): Die Gattungen der Nectariniidae (Avec, Passeriformes). Bonner zool. Beitr. 28, S. 82 bis 101. (z. III S. 52)
WOLTSCHANJETSKIJ, I. B. (1927): Zur Ornithofauna des Transurals. Sapiski Uralsk. Ges. Naturforscherfreunde 10, Heft 2, S. 12–48 (Russ.). (z. III S. 755)
WOOD, RODNEY, wohl briefl., zitiert bei BELCHER (1930). (z. I S. 151)
WOODALL, P. F. (1975): On the life history of the Bronze Mannikin. Ostrich 46, 45–86. (z. III S. 489 u. a.)
WOODELL, R. (1976): Notes on the Aldabran Coucal *Centropus toulou insularis*. Ibis 118, S. 263 to 268. (z. I N zu S. 595)
WORMAN, A. G. (1930): Male Emerald Cuckoo (*Chrysococcyx cupreus intermedius*) feeding young. Ool. Rec. 10, S. 76–78. (z. I S. 531)
WOROBIEW (VOROB'EV), K. A. (1931): Zur Biologie von *Cettia cetti cettioides* Hume. Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 7, S. 131–134. (z. II S. 558)
– (1954) [Die Vögel des Ussurischen Kreises.] Moskau (Isd. Ak. Nauk SSSR). 360 S. (Russ.) (z. II S. 590 u. a.)
– (1963): [Die Vögel Jakutiens.] Moskau (Akad. Nauk). 336 S. (z. I N zu S. 413)
– (1973): On some errors in ornithological studies. ZOOL. J. (MOSKAU) 52, S. 955–957 (Russ.). (z. III S. 449)
WORTH, C. B. (1938): Nesting of Salvin's Barbet. Auk 55, S. 535–536. (z. I N zu S. 728)
– (1939): Nesting of some Panamanian birds. Auk 56, S. 306–310. (z. II S. 461 u. a.)
– (1940): Egg volumes and incubation periods. Auk 57, S. 44–60. (z. IV)

– (1942): Notes on hummingbirds at Chiriqui, Panama. Auk 59, S. 364–368. (z. I N zu S. 667)
Wylie, S. R. (1974): Notes on the laying in the Monkey-eating Eagle. Auk 91, S. 191. (z. I N zu S. 146 u. 169)
Wynne, O. E. (1954–1955): Key-list of the palaearctic and oriental Passerine birds. Northw. Nat. (Arbroath) N. S. 2, S. 123–137, 297–319, 436–495, 580–597, 619–647; 3, S. 104–128; auch 1956, Arbroath (Buncle). 134 S. (z. II S. 599)

Yamashina, Y. (1927–1928): Notes on a collection of birds from Southern Sakhalin. Tori 5, S. 333 bis 364, S. 411–453. (z. III S. 184)
– (1929): On a collection of birds from Paramushir Island, N. Kuriles, Japan. Tori (Tokyo) 6, S. 63–99, 145 bis 166. (z. I S. 401 u. a.)
– (1930): Birds of the Parry group, Bonin Islands. Tori 6, S. 323–341. (z. III S. 130 u. 154)
– (1932 a): On the specimens of Korean birds, collected by Mr. Hyojiro Orii. Tori 7, S. 213–252. (z. I)
– (1932 b): On a collection of birds' eggs from Micronesia. Tori 7, S. 393–413. (z. II S. 664 u. a.)
– (1938 a): A sociable breeding habit among Timaliine birds. C. R. IX[e] Congr. Orn. Int. Rouen, S. 454–456. (z. II S. 494)
– (1938 b): Die Lebensweise einiger wenig bekannter Sylviiden aus Ostasien. J. f. Orn. 86, S. 497–515. (z. II S. 557 u. a.)
– (1939): Notes on the specimens of Manchurian birds chiefly made by Mr. Hyojiro Orii in 1935. Tori 10, S. 446–544. (z. I S. 715; II S. 179 u. a.)
– & S. Yamada (1934): On a collection of some birds from Saghalien. Tori 8, S. 303–325 (*Anthus h. yunnanensis:* S. 306–307; *Uria aalge inornata:* S. 321; *Falcipennis falcipennis:* S. 323 bis 324). (z. I S. 210 u. 215, 440 u. 471; II S. 228)
– & – (1937. 1938): Nidification of Formosan birds. Tori 9, S. 431–461; 10, S. 69–101. (z. II S. 266 u. a.)
Yáñez, J. L., H. Núñez, R. P. Schlatter & F. M. Jaksič (1980): Diet and weight of American Kestrels in Central Chile. Auk 97, S. 629–631. (z. I N zu S. 185)
Yarrell, W. (1847): Descriptions of the eggs of some of the birds of Chile. Proc. Zool. Soc. (London) 1847, S. 51–55. (z. I S. 129)
Yom-Tov, Y., A. Ar & H. Mendelssohn (1978): Incubation behavior of the Dead Sea Sparrow. Condor 80, S. 340–343. [z. III S. 564 (errore S. 334 statt 341)
–, R. Wilson & A. Ar (1986): Water loss from Jackass Penguin *Spheniscus demersus* eggs during natural incubation. Ibis 128, S. 1 –8. (z. I NN zu S. 51)
Young, C. C. (1893): Notes on the eggs of some British Guiana birds. Notes Leyden Mus. 15, S. 116–124. (z. III S. 396)
– (1925): Notes on nests and eggs of some British Guiana Birds. Ibis 1925, S. 465–475. (z. II S. 12 u. a.)
– (1928–1929): A contribution to the ornithology of the coastland of British Guiana. Ibis 1928, S. 748–781; 1929, S. 1–38, 221–261. (z. I S. 92 u. a.)
Ytreberg, N.-J. (1956): Contribution to the breeding biology of the Black-headed Gull (*Larus ridibundus* L.) in Norway. Nytt Mag. Zoologi (Oslo) 4, S. 5–106. (z. I N zu S. 448)

Zach, R. (1982): Hatching asynchrony, egg size, growth, and fledging in Tree-swallows. Auk 99, S. 695–700. (z. I N zu S. 192)
Zann, R. (1976): Distribution, status and breeding of Black-throated Finch *Poephila cincta* in northern Queensland. Emu 76, S. 201–206. (z. III S. 507)
Zedlitz, O. Graf (1926): Vogelgewichte als Hilfsmittel für die biologische Forschung. J. f. Orn. 74, S. 296 bis 305. (z. III S. 697)
Zhang, Xiaoai (1982): Studies on breeding biology of lo species of Passerine birds in alpine meadows. Acta zool. Sinica 28, S. 191–198 (Chin.). (z. II N zu S. 172, 181, 360, 750; III N zu S. 447, 475, 590)
Ziemer, W. & G. Krause (1906): Ein Unikum. Z. Ool. 16, S. 44–45. (z. IV)
Zino, P. A. (1971): The breeding of the Cory's Shearwater *Calonectris diomedea* and some other birds on the Selvage Islands. Ibis 93, S. 212–217. (z. I N zu S. 63)
Zimmermann, R. (1923): Die Kuckuckseier schlesischer Herkunft in der Gräflich Schaffgotschschen ornithologischen Sammlung in Warmbrunn. Ber. Ver. schles. Orn. (Breslau) 9, S. 180 bis 185. (z. I S. 554 u. 598)
– (1925): Beobachtungen am „Rohrsänger"-Kuckuck; ein Beitrag zur Kuckucksfrage. Mitt. Ver. sächs. Orn. (Dresden) 1, Sonderh. S. 48–62. (z. I S. 598)
– (1931): Fortpflanzungsbiologische Beiträge. IV. Brutbiologisches von der Lachmöwe, *Larus r. ridibundus.* Ebenda 3, S. 191–198. (z. I N zu S. 436)

– (1936): Ein schwarzgeflecktes Ei der Tafelente, *Nyroca ferina* (L.), und einige Beobachtungen am Neste der letzteren. Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 12, S. 96–98. (z. I S. 118)
Zubakin (Subakin), W. A. (1982): Ecology and behavior of the Brown-headed Gull *Larus brunnicephalus* in the Pamirs. Bjull. Mosk. Obsch. ... Biol. 87 Heft 4, S. 45–50 (Russ.). (z. I N zu S. 436–447)

C. Allgemeiner Teil

Allgemeine Oologie (vollendet um 1960)

Inhaltsverzeichnis des Teils C. Allgemeine Oologie

1. Die Entstehung des Vogeleies und die Eischale im Allgemeinen

a) Die Entstehung des Vogeleies. Zum Verständnis der äußeren Erscheinungen am Vogelei, mit denen wir uns hier im wesentlichen befassen, bedarf es einer, wenn auch nur kurzen Betrachtung seines Werdegangs, der in vielen Beziehungen bis zu den letzten Feinheiten erforscht ist und ein gewaltiges Schrifttum veranlaßte. Aus diesem sind für den deutschen Oologen wohl am leichtesten zugänglich und am geeignetsten die Darstellungen in MARSHALLS „Bau der Vögel" (1895), in STRESEMANNS „Aves" (1927–1934), in GROEBBELS „Der Vogel" (1937) und in ROMANOFFS „The Avian Egg" (1949). Auch KUTTER (1889), WICKMANN (1893) und SZIELASKO (1904) brachten Einiges. Kurz zusammengefaßt, ergibt sich aus diesen Unterlagen folgendes Bild:

1) Der Eierstock (Ovar). Als ein ursprünglich längliches, ungefähr viereckiges, gefäßreiches Organ liegt über der linken Niere der beim Vogel nur linksseitig völlig entwickelte **Eierstock** (Ovar), aus dem später das bekannte traubenförmige Gebilde hervorgeht. Seine Größe wechselt außerordentlich stark. Nach ROMANOFF wiegt der Eierstock beim 3 Monate alten **Haushuhn** 0,31 g, im Alter von 5 Monaten 6,55 g, nach dem ersten gelegten Ei schon 38 g, um in voller Mauser auf 2,98 g zurückzugehen. Beim Wiederbeginn des Legens waren es 48,66 g, während des folgenden Legens 51,76 g, nach der Legeperiode 3,67 g und während des Brütens 2,90 g.

Eine Schicht des Ovars unmittelbar unter der Oberfläche enthält die zahllosen **Oocyten**, Protoplasmazellen mit dem Keimbläschen als Kern. Sie verdanken ihre Entstehung komplizierten Veränderungen der mikroskopisch kleinen Urkeimzellen, den Gonocyten. Von den Oocyten kommt nur ein sehr kleiner Teil zur vollkommenen Ausbildung als Ei. In weiteren Stadien der Entwicklung wird eine Anzahl der Oocyten zu kleinen Bläschen, welche den Dotterkern und die **Keimscheibe** enthalten, von einer Haut umhüllt. So entstehen die beim Huhn hirsegroßen **Follikel**. – Auf der Oberfläche des Ovars sichtbar werden diese zuerst als kleine runde Hügel, dann als eine Menge von Kügelchen, die schließlich, durch Dotterzuwachs größer geworden, aus der Oberfläche ganz heraustreten und bald mit ihr nur noch durch einen kurzen häutigen Stiel verbunden sind. Zu mehreren bis vielen von verschiedener Größe vereint, hängen sie dann als Eierstock des reifen ♀ wie eine Traube in der Leibeshöhle. Dabei ist das Wachstum des bevorzugten Follikels ganz erstaunlich. In der ersten Zeit fast gleich klein bleibend, erreicht er z. B. bei der Dohle (*Coloeus*) in den letzten 4 Tagen die 16fache Größe, bei der Ente (*Anas*) in der letzten Woche die 20fache. Sobald die in der Dotterkugel gegebene Eizelle – der größten aller überhaupt bekannten Zellen – reif ist, reißt die von feinen Blutgefäßen durchsetzte Follikelhaut an der **Sprungnarbe (Stigma)** als der Stelle des geringsten Widerstandes (Ovulation). Dadurch wird der den Keim enthaltende Follikel für seine weitere Entwicklung im **Eileiter** (Ovidukt) frei. In dessen oberstem Abschnitt erfolgt nach HARPER (1904) die **Befruchtung** des Eies durch das Eindringen eines Samenfadens in die Keimzelle, der den weiten Weg von der Kloake bis hierher zurücklegen mußte, zusammen mit vielen anderen seinesgleichen, die jedoch, auch wenn sie bis an die Keimzelle vorzudringen vermochten, ihren Zweck nicht erreichen, sondern vergehen.

Nach den neueren Untersuchungen durch IWANOW (1924) und WALTON & WHETHAM (1933) geschieht die Besamung aber am Eierstock, wo die Spermien die Follikelhüllen durchbrechen, während bereits abgelöste Ova nicht befruchtet werden. Die Zahl der Samenfäden **(Spermien)** in einem Erguß geht beim Haushahn in die Millionen. (HUTT 1929). –

Die sehr verschiedenen **Gestalten der Samenfäden** weisen darauf hin, daß schon **sie** für die ent-

stehende Art charakteristisch sind, ganz abgesehen von der für jede Art verschiedenen Anzahl der **Chromosomen** im Ei- und Sperma-Kern. – Die als **Follikelkelch** am Eierstock hängengebliebene, geplatzte Follikelhaut verfällt der Resorption. Das gleiche Schicksal erleiden die Follikel, welche nach Vollendung des Geleges noch an Stielen sitzen, es sei denn, daß die gelegten Eier aus dem Nest weggenommen wurden. Denn dann setzt die Weiterentwicklung der Follikel von neuem ein und währt wieder, bis die normale Anzahl Eier gelegt ist und bebrütet wird. – Soweit beim Follikelsprung einige Gefäße zerreißen und Blut austritt, ist dessen Menge doch zu gering, als daß sie zur Erklärung der z. T. sehr großen Pigmentmengen für die Eifärbung beitragen könnte, wie TASCHENBERG (1885) und WICKMANN (1893) irrig meinten.

II) Der Eileiter (Ovidukt). Der **Eileiter**, in Ruhe ein häutiges, kurzes Rohr, wächst zur Fortpflanzungszeit in seiner Länge und seinem Durchmesser um ein Mehrfaches an. Er schlingt sich als darmähnlicher, stark dehnbarer Schlauch in mehreren Krümmungen und Windungen hin bis zu seinem letzten Abschnitt, der **Vagina**, die zusammen mit dem Darmausgang in die Kloake mündet (Fig. 7). Erst im aktiven Zustand lassen sich die Hauptteile des Ovidukts und ihre verschiedenen Funktionen erkennen. Der erste, dünnwandigste Teil, das **Infundibulum**, hat die Gestalt eines Trichters mit einem langen Rohr, der **Tube (Pars albuminifera)**, dem Eiweißteil. Es legt sich wie saugend fest an die austretende Dotterkugel mit dem immer oben auf ihr liegenden Keimbläschen,

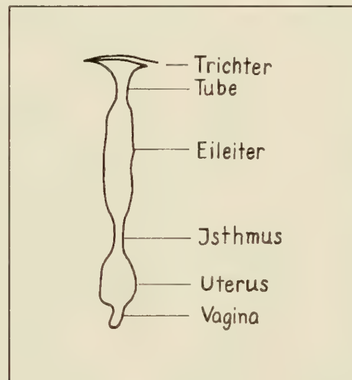


Fig. 7. Eierstock (Ovar) eines Vogels im Schema. (Nach GIERSBERG 1921).

welches die **Keimscheibe** umschließt. In etwa einer halben Stunde gelangt die Kugel in den mit Schleimhaut und Flimmerepithel ausgestatteten mittleren Teil des Ovidukts, in den Eiweißteil. Hier wird sie von mehreren durch feine Häutchen getrennten Eiweißschichten umhüllt, die aus den Drüsen der Eileiterwandung stammen. Zuerst entsteht auf der Dotterhaut eine Hülle aus ganz dikkem Eiweiß, dann folgen Lagen von flüssigem, zuletzt von dichterem Eiweiß. Nach TARCHANOFF (1884) ist die chemische Zusammensetzung des Eiweißes bei Nesthockern und Nestflüchtern eine verschiedene. Diese wächst infolge Verdunstung auch beim bloßen Lagern, z. B. beim Haushuhnei. Nach ihrer jeweiligen Größe läßt sich das Alter des Eies beurteilen. Wahrscheinlich durch Zusammendrehung aus Material der Häutchen bilden sich in der Richtung der Längsachse die sogenannten **Hagelschnüre** (Chalazen), die von der Dotterhaut ausgehend und nur mit dem einen Ende an der Schalenhaut haften, während das andere frei schwebt. Genaueres über die Entstehung dieser Gebilde und ihre Bedeutung steht noch nicht unbestritten fest. – Nach etwa 3 Stunden ist das Ei durch peristaltische, schraubenförmige Bewegung als fortgesetzte Wirkung des Flimmerepithels am verengten, unteren Ende des mittleren Eileiters im **Isthmus** angelangt. Hier bildet sich im Verlauf von 1½ Stunden die papierartige **Schalenhaut** als erste kräftigere Schutzhülle aus dicht

verfilzten Fasern, die aus einer von Drüsen gelieferten, kolloidalen Masse erstarrten (Fig. 51). Zuerst entsteht eine sehr dünne Membran aus zarten Fasern, dann setzt sich eine dickere aus derberen Fasern an. Die beiden Teile klaffen später während der Bebrütung in zunehmendem Maße auseinander, die **Luftkammer** erzeugend. Diese wächst infolge Verdunstung auch beim bloßen Lagern, z. B. beim Haushuhnei. Nach ihrer jeweiligen Größe läßt sich das Alter des Eies beurteilen.

Zuletzt erfolgt der schnell verlaufende Eintritt des Eies durch das **Ostium isthmi** in den, wenn aktiv, voluminösesten Abschnitt des Eileiters, in den **Uterus** oder Eihalter. Dieses anfänglich dickwandige, später dünnwandige, innen mit einer drüsenreichen Schleimhaut bedeckte Organ ist an beiden Enden durch sphinkterartige Ringmuskeln abgeschlossen, zwischen denen sich Längsmuskeln hinziehen. Seine Muskulatur erlaubt eine bedeutende Dehnung in jeder Richtung bis fast zum Zweifachen der Dimensionen, damit eine Änderung des ursprünglich kleinen Lumens. Deshalb kann derselbe Eihalter sowohl sehr kleine, als auch übernormal große Eier formen, kugelige Zwergeier und gestreckte Walzen. Der im Uterus gewöhnlich 16–18 Stunden währende Schlußakt der Eientstehung wird eingeleitet durch die Belieferung des Eies mit der noch fehlenden Hälfte dünnflüssigen, wässerigen Eiweißes als dessen letzte Schicht. Sezerniert von den Drüsen der Uteruswand, gelangt dieses osmotisch durch die Schalenhaut hindurch in das Ei, eine überraschende, erst 1912 von Pearl & Curtis entdeckte Tatsache. – Zum Schluß wird durch **Kristallisation** eines den Uterusdrüsen entstammenden Breies aus organischer Substanz und Kalk das Ei mit einer harten **Kalkschale** umhüllt, über deren Entstehung, Struktur und Färbung in besonderen Kapiteln ausführlich berichtet werden wird (Fig. 8). – Die sich anschließende, schleimerfüllte **Vagina**, das Schlußstück des Eileiters, ist an der Eientstehung **nicht** beteiligt. Es folgt der Austritt des Eies aus dem mütterlichen Körper (s. Seite 594). Dabei kann das knöcherne **Becken** in keiner Weise hindern, da es bei **allen** Vögeln ein **offenes** ist. Nur beim **Strauß** verbindet eine ursprünglich knorpelige, später verknöchernde Symphyse die beiden Schambeine (Pubes), das Becken zu einem **geschlossenen** machend, wie alle Säugetiere ein solches besitzen. Sein Ei muß also einen Knochenring passieren. Neue interessante Tatsachen über das Verhältnis zwischen Becken und Ei bringt Professor B. Ottow (1950), aus dessen Arbeit wir 4 seiner Abbildungen entnehmen (Tafel 1, Fig. 9–12).

Die länglichsten Becken, zugleich die gestrecktesten aller Eier, besitzen die Tauchervögel (*Gavia, Podiceps, Phalacrocorax*) wegen ihrer Bewegungsweise. Professor Stresemann (Aves S. 258 und 530) spricht dazu die nahe liegende Vermutung eines Einflusses des Beckens auf die Eigestalt aus, etwa durch seitlichen Druck. Professor Ottow widerlegt dies durch den Hinweis, daß wäh-

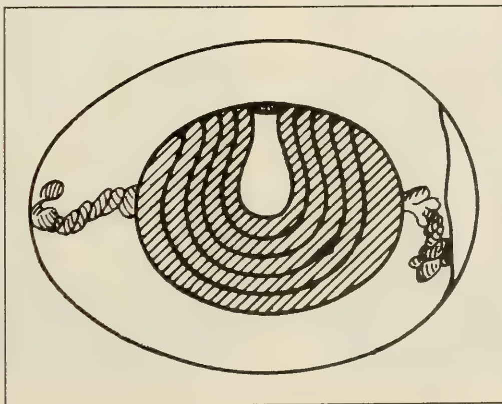


Fig. 8. Schematischer Längsschnitt durch ein unbebrütetes Hühnerei. (Nach Allen Thompson-Balfour aus Claus-Grobben 1932). Oben auf dem Dotter die (weiße) Keimscheibe; im Dotter (gestreift) gelber, (darum) weißer Dotter, (ringsherum) Dottermembran. In Richtung der Längsachse Hagelschnüre (Chalazen) im Eiweiß, endend an der Schalenhaut mit der Luftkammer (rechts). Darüber die Schale.

rend der „Gravidität" des Vogels der Uterus weitab vom Becken liegt, eine Druckwirkung ausschließend. Aus a. a. O. näher erläuterten anatomischen Gründen muß bei einem gestreckten Becken der Uterus zwangsläufig gestreckt werden, und damit das Ei. „Die Eiform hat somit nichts mit dem knöchernen Becken zu tun."

Erst nach der Ausstoßung des Eies tritt ein weiterer Follikel in den Ovidukt ein, um seinen Werdegang zu vollenden. – Nach Ablegung des letzten Eies eines Geleges schwindet der ganze Eileiter auf seine ursprüngliche Größe und zarte Gestalt zurück, die schon wieder erreicht sind, wenn die Jungen schlüpfen. Zusammenfassend sieht man, daß beim Haushuhn der ganze Vorgang von der Ovulation bis zum fertigen Ei etwa 22 bis 24 Stunden dauert, und daß $1/3$ der Eisubstanz vom Eierstock, $2/3$ vom Eileiter (im engeren Sinne) und Uterus geliefert werden.

III) Das Ei im Uterus vor und während seiner „Geburt".

Die altbekannte Tatsache, daß das Haushuhnei sowohl mit dem spitzen, als auch mit dem stumpfen Ende voran gelegt werden kann, obwohl es im Uterus fast immer mit dem **schlankeren** Teil voran liegt, hat eingehende Studien veranlaßt, die sich vorwiegend auf das Hühnerei erstreckten. Wickmann (1896) befühlte die in der Kloake ankommenden Eier, schrieb mittels Bleistift Ziffern auf die allmählich sichtbar gewordenen Stellen der Schale und ließ sich die Eier in die Hand legen. Die Lage der Zahlen gegen einander und ihre Orte auf der Oberfläche bewiesen, daß eine **Drehung des Eies** um die Breitenachse stattgefunden hatte, eine kleine, wenn das spitze Ende zuerst ausgetreten war, eine erheblich größere im umgekehrten Fall. Man sieht, daß die konstante Lage des Eies im Uterus (Spitze voran) keinen Schluß auf die Lage im Moment seines Austretens aus dem Körper gestattet. Die Sektion ergab, daß sich der Uterus quer gegen die Hauptachse des Vogels gesenkt hatte, und die Spitze des Eies in einer **blindsackartigen Falte des Uterus** gesteckt hatte, nahe am Eingang der Vagina. Diese war mit der Kloake bedeutend erweitert und mit ihr nach außen umgestülpt worden, so daß das Ei ohne Berührung mit Vagina und Kloake hinausschlüpfen konnte, mit dem dicken oder mit dem schlanken Ende voran, gemäß der nach zwei verschiedenen Richtungen hin möglichen Drehung des Eies.*)

Bradfield (1951) verfolgte den ganzen Vorgang am lebenden Huhn durch Röntgenaufnahmen. Abgesehen von gelegentlichen schwachen Oszillationsbewegungen, liegt nach ihm das Ei während der Kalkauflagerung im Uterus **ganz ruhig** mit der Spitze nach der Kloake hin, dreht sich jedoch etwa eine Stunde vor Ablage um seine **Breitenachse** um 180 Grad, so ist es die Kloake mit dem

TAFEL 1

Lage des Eies im Becken. (Nach Prof. Dr. B. Ottow 1950)

Fig. 9 (links oben). Bänderbecken des Singschwans (*Cygnus musicus)* mit austretendem Ei (Länge des Eies 1:2,4). Die beim geschlossenen Becken des Straußes (*Struthio*) durch eine knöcherne Symphyse starr verbundene Schambeine (Pubes) hängen hier, an ihren Enden löffelartig geformt, durch ein starkes, etwa dehnbares Band zusammen (Ligamentsymphyse).

Fig. 10 (rechts oben). Langes, schmales Becken des Polartauchers (*Gavia arctica)* in Seitenansicht mit Ei (Länge des Eies 1:1,9). In die dachartige, schmale Höhlung des Beckens im Abdominalraum. Die nicht verbundenen Pubes, also wie bei allen Vögeln außer dem Strauß.

Fig. 11 (links unten). Langes, schmales Becken des Haubentauchers *(Podiceps cristatus)* in Vorderansicht mit Ei (Länge des Eies 1:1,35). Auch hier muß das Ei außerhalb des schmalen Beckens verbleiben wie bei *Gavia.* Freie stabförmige Pubes.

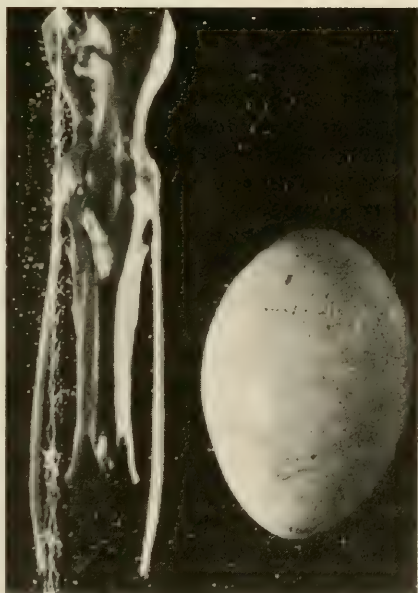
Fig. 12 (rechts unten). Breites, schalenförmiges Becken des Auerhuhns *(Tetrao urogallus)* in Vorderansicht, mit Ei (Eilänge 1:2). Die Pubes liegen den Ischii knöchern verbunden fest an.

---

*) Wickmann führt diesen Vorgang auf einen „**Vorfall (Prolaps)**" des Uterus zurück. Es handelt sich jedoch nicht um einen solchen, sondern nur um eine Vorpressung der Kloakengegend, wie Ottow (1955, 28) sagt. Der Uterus tritt ja nicht aus dem Vogelkörper heraus. Eine derartige Vorpressung bei einer Straußenhenne ist durch Professor Schneider abgebildet in Beitr. zur Vogelkunde (1949, S. 214).









Tafel 1. Lage des Eies im Becken (*Cygnus, Gavia, Podiceps, Tetrao*)

stumpfen Ende voran verläßt. Auch die Eiablage ist nicht mit heftigen peristaltischen Bewegungen verknüpft, sondern wird durch eine gleichmäßige, kräftige Zusammenziehung des Uterus bewirkt. Der Drehungsvorgang beanspruchte nur 1–2 Minuten.

Ottow (1950 und 1955) schließt sich den Ausführungen Bradfields an und widerruft seine frühere Ablehnung der Drehung. Er schildert dann eingehend seine eigenen Studien über die Eilage im Uterus und über die dabei beobachtete erste Andeutung der Fleckung auf der noch weichen Schale. Von seinen 28 Präparaten zeigten 24 das Ei mehr oder weniger sagittal im Uterus und mit diesem im Bauchraum liegend, mit der Spitze voran, die 4 anderen mehr oder weniger quer liegend. Dieses reiche Material stammte hauptsächlich von getöteten Lachmöwen (*Larus ridibundus*), aber auch von 10 kleineren Arten. Ottow stützt die Angabe Bradfields, daß schon das nur von der Schalenhaut umgebene Ei im Uterus seine definitive Form besitzt, zieht jedoch auf Seite 21 die **Fleckungstheorie** von Giersberg (S. 655) in Frage. Des weiteren entnehmen wir das Folgende aus Ottows Ausführungen 1955. „Daß die Drehung im Uterus vom knöchernen Becken nicht behindert wird, erklärt sich aus dem ventralwärts gerichteten **Absinken** des graviden Uterus', der damit aus dem Beckenbereich heraus tritt" und dabei eine Schiefstellung einnimmt. Daß die Kraft des sich gleichmäßig kontrahierenden Uterus drehend und vortreibend wirken kann, beruht wesentlich mit darauf, „daß das äußerst enge und kräftig durch Ringmuskelwirkung verschlossene Ostium isthmi offenbar einen recht resistenten Teil der Uteruswand ausmacht, der sich nicht weiten kann", während diese im übrigen nachgiebig ist. Am stärksten greift die Kraft offenbar am stumpfen Ende an, weil dieses die größte Angriffsfläche bietet. – „Bleibt das Ei in seiner anfänglichen, mehr oder weniger ausgesprochen craniocaudalen Längslage liegen, mit dem stumpfen Pol ovarialwärts, so erfolgt die Ausstoßung des Eies mit dem spitzen Ende vorausgehend, was häufig ist."

Nebenbei behandelt Ottow hierbei die Fragen des **„ovum in ovo"** und des angeblichen Rücktransports als Erklärung der **frei im Bauchraum gefundenen Eier**, auch die Frage des Einflusses der Drehung auf die Lage der **Fleckung der Eischale**. (Wir gehen darauf an anderen Stellen ein *)). Ottow schließt mit dem Hinweis, daß die Frage nach der Lage des Vogeleies im Uterus und nach seiner Drehung „noch nicht nach allen Richtungen geklärt werden konnte".

In einem **„Zusatz"** am Schluß von Ottows Arbeit berichtet Stresemann nach Motohashi, daß von 644 Eiern der Peking- und Khaki-Campbell-Enten 71,3 % mit dem **spitzen**, die übrigen mit dem stumpfen Pol voraus gelegt wurden. „Die Drehung ist besonders häufig in Uteri, die schon oft beansprucht und dadurch gedehnt worden sind. – Auch beim Haushuhn liegt das Ei **ohne Ausnahme** mit dem spitzen Pol abwärts im Eileiter. Erst im Uterus kann es zu einer Drehung um die kurze Achse kommen. Olsen & Byerly (1932) fanden bei Hühnern allgemein, daß in 90 % der Fälle das Ei mit dem **spitzen** Ende voran geboren wird. – Das gleiche gilt für **nichtdomestizierte Vögel**, mit dem Unterschied, daß bei ihnen die Drehung des Eies seltener sein dürfte."

Solch hohe Prozentsätze erscheinen als Widerspruch vieler anderer Beobachter, über die Des Murs, Wickmann u. a. berichten, auch Bradfields (stumpfes Ende voran). Zu beachten ist aber, daß bei wenig oder gar nicht zugespitzter Eigestalt (Enteneier) eine flache Falte das Ei nicht hemmen kann, es gleitet an ihr vorbei hinaus in seiner ursprünglichen Lage, mit der Spitze voran. Überdies ist mit der Drehung um 180° noch keine Entscheidung darüber getroffen, welche Lage das Ei bei seinem Austritt einnehmen wird. Wickmann sagt dazu: „Je nachdem die Vagina sich mehr nach dem unteren oder dem oberen Ende des Uterus hin erweitert, befindet sich die nach außen bloßgelegte Öffnung des Uterus am spitzen oder am stumpfen Ende des Eies, weshalb dieses dann das eine Mal mit dem spitzen, das andere Mal mit dem stumpfen Pol voran geboren wird".

Fraglich bleibt, ob bei **allen** Arten eine Blindsackfalte vorliegt und Drehung erfolgt. Wäre es der Fall, so müßten wohl Färbungen am spitzen, statt am stumpfen Ende sehr viel häufiger vorkommen, ebenso Doppelkränze, während beide Anomalien äußerst selten sind, außer bei den Greifvogeleiern. Allerdings kommt nicht bei jeder Drehung um 180° Pigment an das spitze Ende. Übrigens

---

*) Seite 615, 656, 661, 665.

kommt auch die Lage im Uterus „stumpfes Ende voran" vor. Denkbar ist m. E. auch, daß bei der Umstülpung der Vagina die Uterusfalte, die ja ihr anliegt, vom Ei weg gezogen werden kann, sodaß diese nicht zur Wirkung kommt. Höchst wahrscheinlich erfolgt bei den meisten Arten **keine** Umwendung der Eier, wie aus deren Färbungen zu schließen ist.

b) Die Eischale im Allgemeinen. Bei näherer Untersuchung der Schale des Vogeleies erweist sie sich als ein nicht so einfaches Gebilde, wie sie dem flüchtigen Betrachter erscheint, sondern sie besteht aus mehreren Teilen, denen wir je für sich besondere Besprechungen widmen müssen. Wenn ich dabei um der Kürze des Ausdrucks willen zuweilen die Eischale nur mit dem Namen der Art bezeichne oder gelegentlich einmal Ei statt Eischale sage, wie in Oologenkreisen gebräuchlich, wird wohl kein Mißverständnis entstehen, auch nicht, wenn wir das dickere Ende als „**oben**", das schlankere oder spitze als „**unten**" benennen.

I) Die Schalenhaut. Alle Eischalen besitzen auf der Innenseite eine **Schalenhaut,** (vgl. S. 697), die sich der **Kalkschale** fest anlegt. In ihrer **einfachsten** Form besteht diese aus zwei nur gestaltlich verschiedenen Zonen, nicht eigentlichen „Schichten", wenngleich auch dieses Wort dafür manchmal verwendet wird. Beide Teile zusammen stellen eine einzige Lage von unlösbar dicht aneinander geschmiegten, länglichen, radial gerichteten Kristallen, Säulen aus Bündeln feinster Kristallnadeln dar. Infolge der ein wenig verschiedenen Struktur der beiden Zonen können sich diese ausnahmsweise einmal voneinander trennen, wie an Straußeneier-Scherben und bei den empfindlichen radialen Dünnschliffen mehrmals zu beobachten gewesen ist. Solche Fälle können das Vorliegen zweier „Schichten" vortäuschen.

II) Die Kalkschale. Den kurzen unteren, an der Schalenhaut haftenden Teil der Säule bezeichnet man als **Mammille** wegen seiner zitzenförmigen Gestalt, den angeschlossenen längeren äußeren säulenartigen Teil als **Prisma**. In älteren Arbeiten werden die Mammillen das „innere Blatt der eigentlichen Kalkschale" oder „Kernschicht", auch (irrig) „Uterindrüsenschicht" genannt. Die Prismenzone, also ohne die Mammillen, galt damals als „äußeres Blatt der Kalkschale", hieß auch „dichtere Kalkschicht" und eigentlich sinnlos **„Schwammschicht"** (vgl. S. 610). Den der Schalenhaut anliegenden, knopfartigen Teil der Mammille nenne ich **„Mammillenkopf"**, obwohl er nach unten gerichtet ist, das äußere, also obere Ende des Prismas den **„Prismenkopf"**. Von beiden wird noch oft die Rede sein. Nach dem mehr oder weniger dichten Aneinanderliegen der Prismenköpfe, ihrer verschiedenen Größe und ihrem verschieden starken Hervortreten über das durchschnittliche Niveau der Oberfläche spricht man von feinem oder grobem **Korn** der Schale, auch **Textur** und **Granulation** genannt. Über diesem Korn breitet sich bei den meisten Arten eine gewöhnlich schwer erkennbare, bei andern jedoch oft handgreifliche, besondere Schicht, die **„Cuticula"**, in mehreren Modifikationen aus. Als letzter Abschluß nach außen liegt ganz obenauf meistens ein dünnes Häutchen aus eingetrocknetem Schleim, der beim Reinigen der Oberfläche mittels Wassers sich als klebrig bemerkbar macht und abwaschbar ist, das **„Oberhäutchen"**.

III) Die Färbung. Oft nur in oder auf der Oberfläche der Prismenzone, zuweilen schon unter dieser, bei den Phasianiden nur **in** der Cuticula, liegt die **Färbung** der Eier. Man unterscheidet die ganz gleichmäßige **Grundfarbe**, d. i. die sich dem Auge bietende Farbe der Oberfläche, nicht die oft ganz andere der Schalensubstanz, und die vielen Arten fehlende **Zeichnung**, beide Teile der Färbung in einer Menge von Besonderheiten auftretend. Die fast immer festhaftend obenauf liegenden Tüpfel, Kritzel und Linienzüge aus rötlichem, bräunlichem oder schwarzem Pigment nennen wir **Oberflecke**, die in der Schale eingeschlossenen, also tiefer liegenden, in grauen bis bläulichen oder violetten Tönen erscheinenden heißen **Unterflecke**. Ihr Farbstoff ist aber der gleiche braune, wie bei den andern. Im Innern der Schale verlaufen meist radial die **Porenkanäle**, die über der Schalenhaut zwischen den Mammillen beginnen und außen in kleinen Vertiefungen enden, den **Poren**. Noch zu erwähnen bleibt die **„durchscheinende Farbe"** der Eischale, auch **Innenfarbe** genannt, nicht ganz richtig auch **„Substanzfarbe"**, worüber wie über all diese Begriffe und Einzel-

heiten wurde im Systematischen Teil A für die einzelnen Arten berichtet und hier nachfolgend zusammenfassend unter besonderen Überschriften.

IV) Die Veränderungen an der Schale. Unter dem Einfluß der Bebrütung, nur aus anderen Ursachen, treten **Veränderungen im Aussehen** und in der Substanz bei vielen Eischalen auf. Mit einer feinen Haut überzogene zeigen oft Kratzspuren, z. B. bei *Centropus.* Ein Kalküberzug kann teilweise zerspringen und abblättern, so bei *Sula, Phalacrocorax, Crotophaga.* Durch Vergehen der leimähnlichen Bindesubstanz kann er zum Teil staubförmig werden wie bei *Phoenicopterus.* Nestschmutz haftet zuweilen recht fest an der Oberfläche, oder er färbt diese und die Poren. In Form von Staub lagert er als zarter Schleier nicht abwaschbar manchmal auf den Schalen weißer Dendrocolaptiden, auch bei weißgrundigen der Greifvögel, bei Meisen, Goldhähnchen und anderen gesehen. Modrige Säfte aus dem Nestmaterial färben die weißen Eier von *Podiceps* und *Anhinga* gelb bis braun und fast schwarz, Flechten am Nest des Kolibris *Phaethornis* die seinen karminrot. Leicht aufsitzende Flecke, wie in der *Tetrao*gruppe, können sich verschieben oder verwischen. Bei manchen Schalen vermindert sich der Glanz durch die Reibung, bei anderen nimmt er zu, bei ursprünglich matten kann er überhaupt erst so entstehen. Bei allen tritt durch die Bebrütung eine Zermürbung der Schale ein, da nicht nur die Porenkanäle sich beim Gasaustausch erweitern, sondern auch eine geringe Kalkmenge zur Entwicklung des Embryos verbraucht wird. Im ganzen werden auch die schönsten Eier mit der Zeit unansehnlicher. Näheres über die **Änderung der Färbung** siehe Seiten 658 bis 659. Über die erhebliche **Verminderung des Gewichts** und des spezifischen Gewichts der Eier infolge von Bebrütung wird in unserem Teil B Berechnungen (Bd. IV, S. 121) ausführlich berichtet.

c) Haupttypen der Eischalen. Nach ihrer äußeren Erscheinung vorwiegend mit bloßem Auge betrachtet, lassen sich in großen Zügen einige **Haupttypen** der Eischalenfärbung sondern.

1. **Gewöhnlicher Typ**. Er ist so häufig, daß die andern Fälle fast nur als Ausnahmen erscheinen. Neben ungefleckten, ziemlich glatten Eiern in verschiedenen Farben sieht man auf vielerlei Weise gezeichnete von meistens unauffälliger, „gewöhnlicher", also vorherrschend etwas verjüngter Eigestalt mit mäßigem, selten ganz fehlendem Glanz. Eine äußerst dünne Oberhaut ist wohl immer vorhanden, bleibt aber hier unsichtbar. Bei kleinen Arten bis Haushuhngröße ist das Korn dieses Typs meistens nur unter der Lupe erkennbar, bei großen, z. B. bei Möwen, ohne weiteres. Poren sind schwer zu sehen, besonders bei den Enteneiern mit ihrer glatten, fast nicht differenzierten Oberfläche. – Eigestalt: wechselnd.
2. **Picus-Typ**. Einfarbig weiß erscheinende, stark glänzende Schale ohne Cuticula, sehr glatt, Korn kaum spurenhaft angedeutet, Poren deutlich. Wenn von der Schalenhaut befreit, grauweiß hornartig lichtdurchlässig. So bei den **Picidae, Indicatoridae, Capitonidae, Alcedinidae, Galbulidae, Todidae** und anderen Familien dieser oologischen Gruppe. – Eigestalt: mäßig bis stark verjüngtes Oval.
3. **Nothura-Typ**. Ähnlich der **Picus**-Gruppe, aber noch glatter und noch stärker glasig glänzend. **Keine** Oberhaut, kein Korn, aber deutliche Poren. Einfarbig in auffallend ungewöhnlichen Tönen, grasgrün, violettgrau, bräunlich, schwarzbraun, schwarz. So nur bei der Hälfte der Tinamiden-Gattungen. Ähnlich bei *Cossypha dichroa* (ölbraun) und *Hydrophasianus*, bei dem aber die glänzend lederbraune Schale punktförmig feinst gekörnelt ist und die Poren fast unsichtbar sind. – Eigestalt: kugelig bis elliptisch, keine zugespitzten Formen, außer bei *Hydrophasianus*.
4. **Buceros-Typ**. Einfarbig weiß bis bleichbräunlich, glanzlos rauh, oft wie verwittert, zuweilen biskuitartig zermürbt erscheinend, saugfähig für Nestfeuchtigkeit, starke Cuticula mit grobem flachen Korn ohne sichtbare Poren. So bei den **Bucerotidae**, bei *Steatornis* und *Colius*, bei *Upupa* nur soweit die Cuticula vorhanden, was nicht bei allen ihrer Eier der Fall ist. – Eigestalt: elliptisch bis mäßig verjüngt oval.
5. **Podiceps-Typ**. Die blaßblaue, eigentliche Schale ist vollkommen verdeckt durch eine dünne, relativ weiche, lederhautartige, weiße Cuticula, die nicht abplatzt, aber sich durch Nestfeuchtigkeit braun färbt, oft ganz dunkel bei *Podiceps* und *Anhinga,* weniger so bei *Spheniscus* und

Centropus (Schale weiß). *Bei Sula* (Schale blaßblau) nur gelegentlich abspringend. Die Oberhaut kann glänzend werden, durch Reibung während der Bebrütung. – Eigestalt: länglich elliptisch bis Zweispitz.

6. **Phalacrocorax-Typ**. Die hellblaue oder weiße eigentliche Schale ist ganz oder teilweise mit einer dicken, nicht immer glatten Kalkkruste als amorphe Cuticula überzogen, die zum Abplatzen neigt oder sich leicht abkratzen läßt. Sie ist weiß, rauh, saugfähig, nicht glänzend werdend. Fast immer **kreidig** abfärbend bei *Phoenicopterus* (Schale weiß). Nicht abfärbend bei *Pelecanus* (Schale weiß), *Phalacrocorax* und *Crotophaga* (Schale blau). *Megapodius* (langelliptische Schale weiß), aber außen meist rostbräunlich. – Der Unterschied zwischen Typ 5 und 6 ist eigentlich nur ein gradueller. – Eigestalt: länglich spitzoval oder elliptisch.
7. **Casuarius-Typ**. Auf der kristallenen eigentlichen Schale liegt ein sehr dünner, glanzloser Kalküberzug von hellbrauner Farbe und amorpher Struktur. Auf ihm lagern ziemlich dicht aneinander stark glasig glänzende, abgerundete Kalkbuckel kristallischer Natur als Sonderfall der Kalkcuticula, **nicht** Bestandteil der Prismen, wie an Dünnschliffen im Mikroskop deutlich zu erkennen. Es ist die am meisten unebene Oberfläche aller Vogeleier, ohne eigentlich rauh zu sein, da die Körnel ganz glatt sind. Nur beim Kasuar und Emu (Bd. I, S. 16, Tafel 2, Fig. 2). – Eigestalt: elliptisch, z. T. ein wenig verjüngt.
8. **Crax-Typ**. Äußerlich etwas ähnlich der vorigen Oberflächengestaltung, aber in ganz abgeschwächtem Maße. Über das durchschnittliche Niveau erheben sich zahllose halbkugelige oder flachere Körner, meist zu Gruppen solcher zusammengeflossen, jedoch nicht als besondere Auflagerung, sondern als Köpfe weiter gewachsener Prismen Bestandteile dieser, also **nicht** wie beim Kasuar. So bei *Crax*, *Nomonyx* und *Oxyura* (Fig. 13). Ob hierher oder zum vorigen Typ gehörig, erscheint bei den **Gänsen** ungewiß, weil die Erhöhungen zu niedrig und die vorliegenden Dünnschliffe zu dick, ihre Bilder nicht klar genug sind. Auf gelblichem, anscheinend amorphem Grund erheben sich rein weiße, abgeflachte Körnelfiguren recht dicht, sozusagen das abgeschwächte Kasuarbild im Kleinen[*]. Gut zu sehen bei Schwänen und *Anser anser* mit durch Schmutz gefärbtem Grund infolge Bebrütung. – Eigestalt: breitoval bis elliptisch.

d) Die auffallendsten Vogeleier, oft in Gegensätzen. Hier seien noch kurz Beispiele für die **auffallendsten Vogeleier** zusammengestellt.

1. Hinsichtlich der **Eigestalt**: Kugelig ist sie beim Strauß, bei den meisten **Spheniscidae,** *Rhodonessa* und den **Alcedinidae**, bei den **Psittacidae** und **Strigidae**, auch bei vielen **Falconiformes**. Langgestreckt: bei *Megapodius, Gavia, Trochilus, Remiz*. Stark konisch zugespitzt: bei *Aptenodytes, Hydrophasianus, Rollulus, Colinus*, manchen **Passeriformes**.
2. Auffallend **glatte, höchstglänzende** Eier: *Rhynchotus, Nothura, Lophodytes, Picus, Alcedo, Prinia (Burnesia)*.

TAFEL 2

Querschliff durch eine Eischale und zweckmäßige Lage der Eier im Gelege

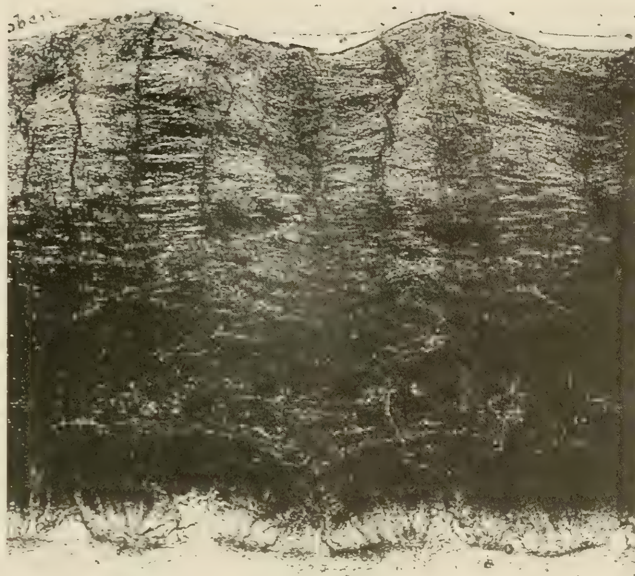
Fig. 13 (oben). *Crax nigra*. Querschliff durch die Eischale. 100:1. Die Hügel sind Köpfe der Prismen wie bei dem Dinosaurierei (Tafel 4, Fig. 23), nicht besondere Auflagerungen wie beim Kasuarei (Bd. I, Tafel 2, Fig. 2). Cuticula nur in den Tälern der Oberfläche deutlich. – Schliff: v. Nathusius, Photo: F. Moebert.

Fig. 15 (unten links). Zweckmäßige Lage des Fünfergeleges im Nest der Rohrammer (*Emberiza schoeniclus*). Eilänge 1:4,3. (Nach LAUTERBORN 1923).

Fig. 16 (unten rechts). Zweckmäßige Lage des Achtergeleges im Nest der Reiherente (*Aythya fuligula*). Eilänge 1:7,2. (Nach LAUTERBORN 1923).

---

*) Ähnliche Kalkbuckel („Sternchen"), wie beim Kasuarei zuletzt oben aufgelagert, aber farblos und sehr weit auseinander nur einzeln stehend, kann man beim Riesenschlangen-Ei sehen, z. B. bei *Python*. Beim Ei des Gecko stehen solche, natürlich winzig kleine, viel dichter und sind von innen heraus gewachsen wie bei *Crax*. Schildkröteneier zeigen nichts davon.







Tafel 2. Fig. 1) Querschliff durch *Crax nigra*. Fig. 2) Zweckmäßige Lage des Fünfergeleges im Nest der Rohrammer. Fig. 3) Achtergelege bei der Reiherente.

Besonders **rauhschalige:** *Casuarius, Crax, Buceros, Steatornis, Oxyura,* **grobschalige:** *Cygnus, Larus, Menura, Colius, Acanthisitta,* **runzelige:** Ramphastos.

3. Hinsichtlich der **Färbung** und **Zeichnung**: einfarbig dunkelbraune bis **schwärzliche** Eier bei *Dromiceius* (alte Eier), *Nothura, Pycnoptilus, Hylacola, Cyanerpes?, Arachnothera.*
   Rote Eier: bei *Cettia, Neornis, Chthonicola, Drymochaera,* einzelnen **Cuculidae,** *Corvus capensis.*
   Seltsame **Wirrlinien** und **Schnörkel**: bei *Chlamydera, Sericulus, Cursorius, Rhinoptilus, Phragamaticola, Turdinus, Emberiza* und *Pomatostomus.*
   Konstante **Fleckenkränze**: bei *Arachnothera longirostris*, manchen *Rhipidura-* und *Monarcha-*Arten und bei *Aegithaliscus concinnus.*
   Überreich pigmentiert auf der ganzen Oberfläche: bei *Neophron, Phalcoboenus, Polyborus, Pernis, Rhinoptilus chalcopterus, Rostratula.*
   Bunte **Längsstreifung** (wie Pinselwischer): *Paradisaea, Ptiloris, Piprites, Aegithina.*
4. Ungewöhnlich **dicke Schalen**: bei *Biziura, Lophodytes, Francolinus sephaena* und *lathami, Aegotheles, Euplectes*. Für die Eigröße sehr **dünne Schalen**: bei *Apteryx, Megapodius,* **Scolopacidae, Capitonidae**.
5. Auffallende **Poren**: Porenhaufen bei *Struthio (camelus) molybdophanes.*
   Tiefe Stichporen bei *Rhynchotus* und *Ceryle torquata*. Porenrillen bei *Ramphastos*. **Strichporen** bei *Dinornis* und *Rhea*, dreieckige bei *Neophron.*
6. Überraschende **durchscheinende Farbe**: grün bei den schwarzbraunen *Nothura* und *Nothoprocta*-Eiern (weitere Beispiele S. 682 – 686).
7. Im Verhältnis zur Vogelgröße sehr **kleine Eier**: nur 2 % des Vogelgewichts wiegen die Eier von *Struthio, Casuarius, Aptenodytes, Pelecanus, Phalacrocorax, Meleagris, Goura, Corvus corax*, 3 % die unseres Kuckucks.
   Sehr **große Eier**: etwa 20–25 % des Vogelgewichts wiegen sie bei *Apteryx, Oxyura, Actitis, Lymnocryptes, Dromas, Sterna anaethetus.*

e) Die Eierzahl im Gelege. (vgl. S. 35 und 63). Sie schwankt bei den verschiedenen Arten zwischen 1 und etwa 20, ohne daß bisher eine befriedigende Erklärung für solche Unterschiede gefunden worden wäre. Wurden im einzelnen Fall mehr Eier als die normale Höchstzahl gefunden, werden zwei Weibchen im Spiele sein. Phantastische Zahlen wurden von *Rhea* gemeldet, 50 Stück und mehr, die aber von mehreren Hennen stammen. Noch größere Mengen fanden sich in Gemeinschaftsnestern des selbstbrütenden Kuckucks *Crotophaga ani*, nach Wetmore auf Puerto Rico einmal 151 Stück (Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 1928, S. 189). Vermutlich entfallen jedoch auf das einzelne Weibchen nur etwa zehn. In Europa sehen wir Höchstzahlen bis 20 bei *Perdix*, bis 14 bei *Coturnix, Rallus, Parus*. Ebensoviele bei verschiedenen Enten, auch im heißen Südamerika. *Apteryx* bringt es nur auf 1 bis 2, *Struthio* aber bis auf 18 Eier (mehrere Weibchen?)

Demgegenüber fällt auf, daß einer nicht geringen Anzahl von Vögeln jährlich ein **einziges Ei** zur Erhaltung ihrer Art genügt. Das gilt für die folgenden:

alle **Procellariiformes**: *Diomedea, Fulmarus, Puffinus, Bulweria* u. a.,
aus der Ordnung der **Pelecaniformes**: *Phaëthon, Sula, Fregata,*
bei den **Accipitridae**: *Vultur, Sarcoramphus, Gymnogyps, Sagittarius, Gyps,*
unter den **Charadriidae**: nur *Dromas* und *Orthorhamphus,*
bei den **Otidae**: *Ardeotis nigriceps,*
bei den **Laridae**: *Anous, Procelsterna, Gygis, Sterna fuscata* und *anaethetus,*
alle **Alcidae**, außer *Cepphus, Synthliboramphus, Brachyramphus*, die 2 Eier haben,
manche **Columbidae**: *Megaloprepia, Macropygia, Ptilinopus, Ducula, Caloenas, Columba trocaz* u. a.,
unter den **Psittacidae**: *Lorius roratus pectoralis, Calyptorhynchus lathami* und *banksii, Probosciger aterrimus,*
unter den **Caprimulgidae**: *Eurostopodus, Caprimulgus donaldsoni, Nyctibius.*
Ferner *Batrachostomus moniliger, Collocalia gigas,* alle *Hemiprocne.*

Nur wenige Fälle unter den **Passeriformes:**
bei den Muscicapiden: *Microeca flavigaster* und *brunneicauda,*
unter den Campephagiden: *Lalage leucomela, Coracina tenuirostre,*
bei den Timalien: *Drymodes brunneipygia.* – Überdies bei *Menura.*
Also wenig wehrhafte Vögel und viele schwache, im Gegensatz zur oft gehörten Meinung. – Auch *Apteryx* hat 1 Ei, zuweilen aber 2 Eier im Gelege, wie *Gypaetus.*

Zwei Eier im Gelege haben viele tropische kleine Arten. Aus der Paläarktis gehörten unter den Kleinvögeln z. B. *Fringilla teydea* und *Fringilla coelebs canariensis* hierher, unter den größeren sind es die meisten Tauben, alle Kraniche, Trappen, Triele, Seetaucher. Immer bloß 2 Eier finden wir unter anderem auch bei den Kolibris, den Scheidenschnäbeln (**Chionididae**), Paradiesvögeln und bei den meisten Nachtschwalben.

Dreiergelege sind charakteristisch für die Flughühner (**Pteroclididae**) und fast alle Möwen (**Laridae**).

Vierergelege haben regelmäßig die meisten **Limicolae** und die **Turnicidae**.
Die meisten paläarktischen **Passeriformes** haben 4 oder 5 oder 6 Eier im Gelege. Beispiele für solche Gelege und auch andere werden auf Seite 36 gegeben für 21 mitteleuropäische **Arten**. Die Variation der Eierzahl in den Gelegen von 40 **Familien** betreffend, findet sich auf Seite 65.

In manchen Familien tritt eine Tendenz auf zum **Wachsen der Eierzahl im Gelege bei abnehmender Größe der Art** (*Perdix!*). Unter den **Pinguinen** zeitigen die größten Arten nur 1 Ei, die mittleren 1–2 Eier, die kleinsten 2–3 Eier im Gelege. Bei den **Reihern** bilden *Ardea goliath* und *cinerea* mit *Ixobrychus minutus* die Reihe der 4 und 5 und 6 Eier. Noch deutlicher zeigt sich die Beziehung bei den Greifvögeln: Geier 1 Ei, Adler 2 Eier, Bussard und Habicht 3–4 Eier, Turmfalke 5 Eier, Sperlingsfalke bis 7 Eier. Verallgemeinern läßt sich diese Beobachtung nicht, denn in anderen Familien findet man oft die gleichen Zahlen bei großen und kleinen Arten, so bei den Drosseln, Sängern, Finken, Strandläufern, Schnepfen, Möwen, bei denen die Unterschiede in der Vogelgröße zum Teil ebenso groß sind, wie in diesen drei Beispielen.

Die Variation in der Eierzahl der Gelege erscheint bedingt durch noch nicht ausreichend erkannte Faktoren. Sehr junge und sehr alte Vögel sollen kleinere Eier erzeugen und weniger im Gelege. Günstigere **Nahrungsverhältnisse** erhöhen die Eierzahl, ebenso die damit im Zusammenhang stehende günstige **Witterung**, die Temperatur und das Klima, wie sich auch beim Hausgeflügel ergab. Das in manchen Jahren überreiche Auftreten von Lemmingen, Mäusen, Wasserratten, Maikäfern hat regelmäßig ungewöhnlich große Gelege bei *Buteo, Nyctea, Asio, Tyto* u. a. im Gefolge. Der **Körperzustand** spricht eben auch mit. Hoesch (1940) fand bei südwestafrikanischen Ploceiden 4 Eier im Gelege in niederschlagsreichen Gebieten, nur 3 bei durchschnittlicher Regenzeit. Die **Landvögel** haben mehr Eier als die Seevögel. Die **Vegetarier** (Hühner, Gänse, Wasserhühner, Strauße u. a.), deren Tisch überall reichlich gedeckt und mühelos zu erreichen ist, erzielen mehr Eier im Gelege, die Fleisch- und Fischfresser haben deren weniger. Die Nahrung der Greifvögel z. B. ist spärlicher verteilt und verursacht bei der Erbeutung wohl mehr Kräfteverlust. Der Kampf ums Dasein ist ihnen schwerer als den **Nestflüchtern**, deren Junge sich bald selbst beköstigen. Bei diesen finden sich die stärksten Gelege, so bei den Hühnern.

Weitere Einzelheiten stellt u. a. Groebbels (1937, S. 319) zusammen. Danach soll z. B. für Amsel und Drossel (*Turdus*) bei Trockenheit die **Nähe von Wasser** fördernd auf die Gelegegröße wirken und bei der Kohlmeise (*Parus major*) der Laubwald bessere Chancen bieten als der Nadelwald, der **Beleuchtung** wegen. Sogar der **Bodenart** wird Einfluß zugesprochen: nach je 105 Beobachtungen hatte die Blaumeise (*Parus coeruleus*) auf Sandböden im Mittel 9,6 Eier je Nest, auf Tonböden aber 10,6, also 10 % mehr.

Für die **Zunahme** der Eierzahl im Gelege nach **Osten** hin sprechen Notizen Grotes betreffs der russischen Falken, der Wespenbussarde und anderen Arten (1932, S. 160, 1933, S. 22, sowie 1939, S. 52). Dagegen sind die Gelege in den **Tropen** sehr häufig kleiner als bei nahen Verwandten in der gemäßigten Zone. *Fringilla coelebs* legt schon auf den Canarischen Inseln nur 2 Eier, bei uns 4–6. Während *Gallinula chl. chloropus* bei uns 6–10 Eier hat, sind es bei der afrikanischen Form (*bra-*

chyptera) nur 3–4. Unserem *Ixobrychus* mit 5–6 Eiern steht die afrikanische Rasse (*I. minutus payesii*) mit 2 Eiern, die chilenische Art (*I.involucris*) mit deren 3 gegenüber. Auf Java haben die Reiher (**Ardeidae**) nur 2–3 Eier, die Meisen (**Paridae**) bloß 3–5, die Wiesenschmätzer (*Saxicola*) 2–3, all diese bei uns aber die doppelte Zahl. Die kleinen Vögel Kameruns haben selten mehr als 2 Eier im Gelege. Auch dafür viele Beispiele bei Groebbels (1937).

H. Snethlage bestätigt solche Verhältnisse für Südamerika nur sehr bedingt. Und das mit Recht, denn m. E. zeigen unter den 240 durch ihn aufgeführten Arten nur 7 deutlich die geringere Eierzahl im heißen Guyana und Amazonien gegenüber der größeren Zahl im kälteren Süden von Südamerika. Es sind dies folgende: *Casmerodius* (2–3 : 4), *Polyborus* (2 : 3), *Belonopterus* (2–3 : 4), *Speotyto* (2–3 : 4–6), *Taraba* (2 : 3), *Zonotrichia* (2–3 : 3–5), *Turdus* (2 : 3–4). Gegenüber diesen 7 Arten ist kein Unterschied in beiden Gebieten bei 17 Arten (*Podiceps, Cairina, Milvago, Jacana, Phaetusa, Fluvicola, Volatinia* u. a.). Bei *Gallinula* und *Porphyriola* ist das Verhältnis sogar umgekehrt (6–10 : 3–5), immer nach Snethlages Angaben im J. f. Orn. 1928. Für **Indien** stellte Rensch im Oxford Congress-Bericht (1938) nach Bakers „Nidification" Band 1–3 die 25 Arten zusammen, welche auch in Mitteleuropa Rassen besitzen. Bei 21 dieser ergaben sich die Gelege in Indien kleiner, bei je zweien gleichgroß bzw. größer. Rensch formuliert danach die Eierregel so: **„Innerhalb eines Vogelrassenkreises legen im allgemeinen die Rassen kühlerer Gebiete mehr Eier pro Gelege als die Rassen wärmerer Gebiete"**. Eine Kompensation der geringeren Eizahl durch eine höhere Anzahl von Gelegen erfolgte in den 21 Fällen nicht. Nach Baker haben *Troglodytes, Cinclus* und *Delichon* in Indien sogar **weniger** Gelege als in Mitteleuropa. Manche der 21 Beispiele gehen ineinander über. Sehr deutlich erscheinen die Unterschiede eigentlich nur bei *Parus, Acrocephalus, Passer, Picus* und *Upupa*, die in Indien bloß halb so viele Eier im Gelege haben als in Mitteleuropa.

In **Australien** erscheinen die Unterschiede weniger scharf ausgeprägt, wohl infolge seiner Halbierung durch die Tropengrenze. Legt man die Gelegezahlen Cayleys zugrunde, so weisen von 368 Formen 15 % mehr als 5 Eier, 28 % deren 3–5, die meisten (57 %) überhaupt nur 2 oder 2–3 Eier im Gelege auf, wobei die kleinere Zahl im Norden überwiegt, aber auch im Süden und Osten vorkommt, so bei den 35 von 42 Meliphagiden. Im Norden 2, sonst 2–3 Eier haben *Sericornis, Falcunculus, Pachycephalus*, im Norden 2–3, im Süden 3–4 Eier bei *Petroica* und *Colluricincla. Acanthiza* hat überall 3–4 Eier. Bei den Limicolae enthält das Gelege wie in Europa so auch hier ziemlich konstant 4 Eier. Auch bei anderen Familien liegen die Verhältnisse ähnlich wie in Mitteleuropa: *Porzana* hat 4–6 Eier, *Gallinula* 5–7 (in Afrika nur 3–4), *Fulica* 7–10, *Porphyrio* 5–7 ohne nennenswerte Unterschiede in verschiedenen Gebieten. Gleiche Zahlen wie bei uns haben die Enten, z. B. *nyroca* und *querquedula*, auch *Podiceps* und *Plegadis, Phalacrocorax*. Unter den Reihern bringt es der größte australische nur auf 2 Eier (*Ardea sumatrana*) im Gegensatz zu *Ardea cinerea* mit 4–5. *Ixobrychus minutus* hat dort höchstens 4 Eier, bei uns 5–8, *Falco peregrinus* 2–3, bei uns 3–4, *Milvus migrans* 2–3 wie bei uns. – In Australien erzeugen gerade die den Gefahren am meisten ausgesetzten Vögel die kleinsten Gelege, wenn man absieht von den kleinen Ploceiden *Emblema, Poephila, Aegintha* u. a. mit ihren 5–9 Eiern und von den eierreichen Papageien, wie *Polytelis* mit 4–6 im Inneren, *Psephotes* mit 3–7 im Norden und Südosten, *Melopsittacus undulatus* mit 4–8 Eiern im größten Teil von Australien. Die Gelege-Verhältnisse der Papageien sind recht unregelmäßig: *Platycercus elegans* hat 6–8 Eier im Gelege, *Platycercus venustus* nur 2–3, beide im Norden und beide gleich groß. Weitere Beispiele für kleine Gelege im Norden sehen wir bei *Psitteuteles versicolor, Trichoglossus haematodus rubritorques, Lorius roratus pectoralis* mit je 2 Eiern und *Probosciger aterrimus* mit nur 1 Ei. Aber *Glossopsitta pusilla* und *Trichoglossus haematodus moluccanus* im Süden legen ebenfalls bloß 2. –

Wir sehen auch in diesem Erdteil wie in den anderen den Zusammenhang zwischen geringerer Eierzahl im Gelege und wärmerem Klima, der also ein Naturgesetz darstellt, das sich aber in den verschiedenen **Familien** verschieden stark auswirkt, am wenigsten z. B. bei den **Laro-Limicolae**, den Entenvögeln, Greifvögeln, Papageien, Rabenvögeln und Tauben. Obiges Beispiel *Platycercus* zeigt kleine und große Gelege bei derselben Gattung im selben Gebiet. *Gallinula chloropus* erzeugt ein kleines Gelege im heißen Afrika (3–4 Eier) entgegen der Regel und im kalten Süden von

Südamerika (4–5 Eier) gemäß der Regel, sonst überall in kühlen wie in heißen Klimaten große Gelege (6–10 Eier). Die Verhältnisse liegen demnach nicht überall gleich.

Über die Gründe der Verschiedenheit wurden allerlei Vermutungen aufgestellt. Nicht stichhaltig erscheint die Ansicht AVERILLS und HESSES, daß die relativ **kurze Tagesdauer** in den Tropen nicht ausreiche, eine größere Zahl Junger ausreichend zu füttern. Das widerlegt schon die nicht unerhebliche Zahl der dortigen Arten mit auch großen Gelegen. Nach v. BOXBERGER (BzF 1928, S. 192) sind die **Verluste durch klimatische Enflüsse** in der afrikanischen Vogelwelt nicht geringer als in gemäßigten Breiten, während SNETHLAGE gerade in solchen Unbilden Südamerikas die Hauptursache des Unterschiedes in den Eierzahlen gegeben glaubt. Die Verluste durch **tierische Feinde** werden in allen Gebieten wohl gleich groß sein, die der nordischen Vögel auf ihren Wanderungen über die Meere aber vermutlich bedeutender, was für die Notwendigkeit und Entstehung größerer Gelege im Norden sprechen könnte. *Oenanthe oenanthe* z. B. legt in NW-Afrika meist 5 Eier, in Deutschland meist deren 6, in Grönland aber 7–8 und überwintert im tropischen Afrika. Die Eierzahl wächst hier also mit der **Zugweite**. Das entspricht der Meinung von STEINFATT (J. f. Orn. 1941, S. 198), wonach die **weit ziehenden Arten** wegen größerer Verluste mehr Eier im Gelege produzieren müssen. KIPP (J. f. Orn. 1943, S.147) bestreitet das, unter anderem deshalb, weil weitziehende Arten eine nur kurze Zeit im Brutgebiet verweilen und nur **eine** Brut mit wenigen Eiern zeitigen. Der bis Südafrika ziehende Pirol (*Oriolus oriolus*) ist nur etwa 4 Monate im Brutgebiet und schafft bloß **eine** Brut mit 3–4 Eiern, der schon in SW-Europa überwinternde Star (*Sturnus*) bleibt aber 8 Monate und hat 2 Bruten mit je 5–6 Eiern. Die Turteltaube (*Streptopelia turtur*) mit hochentwickeltem Zug bleibt nur 18 Wochen bei uns und brütet bloß **einmal** 2 Eier aus. Ringeltaube (*Columba palumbus*) und Hohltaube (*C. oenas*) aber mit etwa 7 Monaten Brutaufenthalt haben 2, manchmal 3 Gelege zu 2, gelegentlich 3 Eiern und ziehen weniger weit. Hier wächst also die Zahl der Eier im Gelege **nicht** mit der Wanderungsweite, sondern das Gegenteil ist der Fall.

GROEBBELS (1937, S. 322) hält die Herabsetzung der **Verlustquote** an Eiern und Jungen in den Tropen gegenüber der gemäßigten und kalten Zone für sehr zweifelhaft. Bei uns erleiden die Standvögel große Verluste vor allem durch strenge Winter und Sturmfluten. – Beim Hinweis auf die Bedeutung des **Sonnenlichts** für unsere Frage (obiges Beispiel Laubwald und Nadelwald) vermutet GROEBBELS vor allem einen Einfluß der **Ultraviolettstrahlung**, deren Intensität und chemische Wirkung von den Polen nach dem Äquator hin abnimmt. GROEBBELS selbst und andere erzielten durch Bestrahlung mit der Bogenlampe eine Steigerung der Eierproduktion. Die geringe Strahlung in den Tropen könnte vielleicht eine Verminderung der Eierzahl im Gelege bewirken. Möglicherweise auch die Überschreitung einer **kritischen Temperatur**, wie eine solche von 21° bei Haushühnern den Rückgang der Eigröße verursacht (s. Seite 74).

Unsere Kenntnis der wirklichen Ursachen der geringeren Gelegegröße in den Tropen ist nach alledem noch unvollkommen. Vorherrschend ist zur Zeit die Ansicht, daß der Grund liegt in der **Erzeugung mehrerer Gelege** je Brutperiode, ermöglicht durch die in den Tropen längere Zeit, welche für die Fortpflanzung zur Verfügung steht.

2. Die Gestalten der Vogeleier

a) Allgemeines. Die Eigestalt wechselt ab zwischen Kugel, Ellipsoid, Oval, Walze, Kreisel und Zweispitz. Jede Familie und Art entwickelte einen bei ihr vorherrschenden, bestimmten Typ, der innerhalb des Geleges gewöhnlich bloß wenig abändert oder gar nicht. Nach BRADFIELD (1951) zeigt schon das noch kalkschalenlose Ei im Isthmus seine endgültige Gestalt, wie bereits PEARL (1909) angab.

BRADFIELD vermutet, „der uterine Isthmusabschnitt sei offenbar kontraktiler als der tubare, wodurch dann die Form des Eies (spitzer Pol voran) zufolge der Kompressionswirkung zustande kommt“ (bei OTTOW 1955, S. 22).

Weil sich der Eileiter nach dem **Ostium isthmi** hin verengt, und nach GIERSBERG (1921) die Scha-

lenhaut **hier** durch Drüsensekretion entsteht, ist m. E. schon dadurch eine Verjüngung der Form der Schalenhaut am vorangehenden Ende des noch kalkschalenlosen Eies denkbar.

Als Tatsache soll schon **vor** der Bildung der Schalenhaut die verjüngte Eiform im wesentlichen feststehen. OTTOW (1955, S. 23) stellt als Vermutung auf, das vorangehende Tubenei-Ende erhalte aus der anfänglich schwächeren Drüsensekretion verhältnismäßig weniger Eiweiß als das übrige Ei, das diese Drüsen erst zur Zeit ihrer maximalen Sekretion passiert. Nach der folgenden Bildung der Schalenhaut und dem Eintritt der restlichen Eiweißportion in den Uterus würde dann dieser die bereits gegebene Eigestalt „durch seinen Tonus weiter erhalten, vielleicht auch durch seine Kontraktionen stabilisieren und damit der Kalkschale ihre endgültige Form sichern".

SZIELASKO (1904) erzeugte bei *Columba* und *Charadrius* normale Formen experimentell durch Ausfüllung des Uterus, diesen als formgestaltender Faktor erweisend. Da die Versuche am toten Objekt stattfanden, wirkte dabei nicht die Aktivität der Längs- und Ringmuskulatur des Uterus, sondern seine Gestalt und Elastizität.

Jedenfalls wird die Uterusgestalt nicht ganz ohne Einfluß bleiben. Wiederholt von mir beobachtete **Längsfalten der Schalenhaut** (vergl. Band I, S. 739) in der schlankeren Eihälfte deuteten an, daß die ursprüngliche Oberfläche für diesen Teil des Eies zu groß war. Der Uterus korrigierte. Falten im Uterus führen zur **Verrunzelung der Kalkschale**, in ihrer Form veränderte Uteri zu monströser Eigestalt.

Das Ei noch ohne Kalkschale ist ein geschlossener, nachgiebiger Sack, der bei seitlichem Druck an Breite verliert, an Länge gewinnt und umgekehrt, während sein Volumen unverändert bleibt. Daher ist die Summe der beiden Achsen (A + B) konstanter, als jede dieser allein. A variiert stärker als B, weil der Uterus in der Längsrichtung elastischer ist als in der anderen. So erklärt sich auch, warum im selben Eihalter ein gelegentlich größeres Ei länglicher, ein länglicheres schmäler ausfällt als gewöhnlich, erkennbar am größeren oder kleineren Achsenverhältnis (k). Ein interessantes Beispiel hierzu bietet *Cecropis daurica striolata* auf S. 12.

Mathematisch gesehen, ist die Eiform im wesentlichen bestimmt durch das Verhältnis der beiden Achsen und das Verhältnis der beiden Teile, in welche die Längsachse durch die Breitenachse zerlegt wird. Näheres hierüber wurde im Teil B (Math. Teil Berechnungen) Kapitel **1** und **12** ausführlich berichtet.

b) Eigestalt und Körperhaltung. Nach NICHOLKSY & WAGNER (1890) soll die Eigestalt infolge der Gravitation je nach der vorwiegenden Haltung des Vogels gebildet werden. Für einen Zusammenhang zwischen Eigestalt und Körperhaltung in Ruhe und in Bewegung scheinen allerdings viele Beispiele zu sprechen, aber feste Regeln werden sich kaum aufstellen lassen. Arten, welche mehr fliegen als sitzen, wie Albatrosse, Segler und Kolibris, bei denen also eine mehr waagerechte Haltung vorwiegt, haben langgestreckte, fast walzige Eier. Das trifft jedoch schon bei den Enten und Möwen nicht zu, sehr wohl aber bei den Seetauchern (*Gavia*) mit ihrem langgestreckten Körperbau und ihrer horizontalen Haltung. Viele Vögel mit mehr sitzender Lebensweise und mit mehr aufrechter Haltung, legen nahezu kugelige Eier. So die Pinguine, Eulen, Eisvögel, Papageien, bei denen aber z. B. die Kakadus u. a. widersprechen, wie bei den Greifvögeln die Neuweltgeier mit ihren ausgesprochen länglichen Eiern. Von den in aufrechter Haltung brütenden **Nyctibiidae** (Fig. 14) sind nur vereinzelte Eier bekannt. Zwei sind rundlicher als alle Nachtschwalben-Eier (k = 1,25 und 1,30), sechs andere aber sind elliptisch mit k = 1,36 (dreimal), 1,43 (zweimal) und 1,69! Daß nach DES MURS für die Eigestalt maßgebend sein soll die Stellung der Beine und die Art, wie der Vogel auf den Eiern sitzt oder liegt, läßt sich also auch nicht verallgemeinern.

c) Vogelgestalt und Eiform. LAFRESNAYE (1845) sagt: „Die Gestalt des Eies steht in Beziehung zur Gestalt des Vogels, der sich im Ei entwickelt, insbesondere zur Größe des Kopfes, des Rumpfes und zur Länge und Stärke der Beine". Danach müßten langbeinige Arten **längliche** Eier benötigen. Das stimmt beim Kasuar, Nandu, Flamingo, Kranich und Löffler gut, aber bei den Reihern, Störchen, Strandläufern und Stelzenläufern nur bedingt, beim Sekretär und Strauß überhaupt nicht. Kurzbeinige und großköpfige Vögel müßten mehr oder weniger **kugelige** Eier legen, wie das

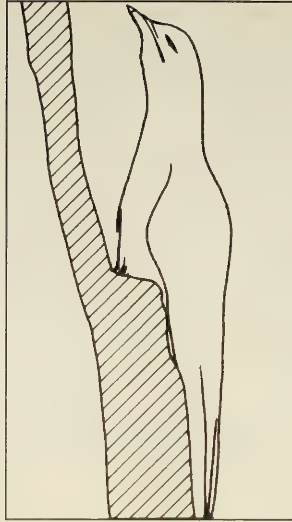


Fig. 14. *Nyctibius griseus.* Brütestellung. Das einzige Ei liegt in einer natürlichen Höhlung, die sich durch Ausfaulung an der Stelle gebildet hat, an der der Hauptstamm abgebrochen war. Durch diese aufrechte Zwangshaltung täuscht der Vogel einen Aststumpf vor. Man beachte auch das bis auf einen schmalen Schlitz geschlossene Auge. Aufgenommen in Trinidad von A. Muir, entnommen aus Stresemanns Aves, 1927 bis 1934, S. 387, Fig 416. – Das für seine Größe dünnschalige Ei wird weniger belastet, als das von Vögeln, die liegend brüten.

bei vielen Greifvögeln, Eulen, Eisvögeln u. a. der Fall ist. Jedoch haben die kurzbeinigen Pelikane und besonders die Lummen, Segler und Kolibris sehr gestreckte Eier. **Kreiselförmige** Eier finden wir besonders bei den langbeinigen **Charadriidae** und bei *Hydrophasianus*, aber auch bei den kurzbeinigen *Aptenodytes*, und wenn auch nur gelegentlich, bei *Picus, Sitta* und *Certhia*. So scheinen die Ausnahmen die Regelfälle zu übertreffen.

Die länglichen Gestalten der Eier bei *Gavia, Podiceps, Phalacrocorax, Alca* und *Uria*, aber auch bei Seglern, Kolibris, Beutelmeisen u. a. hängen mit ihren schmalen, offenen Becken nicht zusammen. Nach Ottow (1950) liegt bei *Gavia* und *Podiceps* das Ei überhaupt nicht zum Becken, sondern ganz in der Bauchhöhle, da es in die dachartige, schmale Beckenhöhlung nicht gut hineinpaßt. Einzig beim **Strauß** liegt ein geschlossenes Becken vor infolge einer anfangs knorpeligen, später verknöcherten Verbindung der beiden Schambeine (Pubes). Das kugelige, **relativ** kleinste aller Vogeleier muß also einen geschlossenen Ring passieren, wie die Frucht der Säugetiere. – Anders beim Auerhuhn, wo das Ei in dem geräumigen Becken reichlich Platz hat (Taf. 1, Fig. 9–12). Arten mit relativ sehr großen Eiern geben diesen in der Regel entweder eine auffallend **gestreckte**, elliptische Gestalt (*Apteryx* RG = 20 %, *Megapodius* RG = 15 %), oder eine ausgesprochen kreiselige (**Charadriidae** RG = 17 %, **Scolopacidae** RG = 18 %). Aber die kleinen, großeierigen *Phylloscopus, Acrocephalus, Cettia* mit RG = 15–17 % zeigen gewöhnlich weder die eine noch die andere extreme Eiform. (RG = relatives Eigewicht = Eigewicht : Vogelgewicht).

Über die **gesetzmäßige Gestalt der Vogeleier** als Cartesische Ovale nach Szielasko wurde im Teil B (Mathematischer Teil), S. 11–27, ausführlich berichtet.

d) Zweckmäßigkeit der Eigestalt und Lage der Eier im Nest. Mit diesen Fragen haben sich Forscher wiederholt beschäftigt, so Szielasko (Dissertation 1904) und Lauterborn (1923). Die Eigestalt ermöglicht dem Vogel das für die Entwicklung des Keimes erforderliche Wenden der Eier mittels des Schnabels, um ihnen bei der Bebrütung eine gleichmäßige Temperatur zu geben. Aus

gleichem Grunde liegen die ja meist am einen Ende verjüngten Eier mit diesem nach innen im Nest (daselbst Fig. 15), den wenigsten Raum einnehmend (günstigst für die Bebrütung) und sich gegenseitig in ihrer Lage haltend. Am deutlichsten tritt dies in die Erscheinung bei den drei oder vier kreiselförmigen Eiern der Charadriiden. Ändert man diese Lage, so stellt sie der Vogel immer wieder her. Lauterborn sagt: „Das Gelege, in der Nestmulde auf kleinstmöglichem Raum zusammen geschlossen, ist unabhängig von der jeweiligen Eizahl symmetrisch zu einer Achse angeordnet, die der Längsachse des brütenden Vogels entspricht" (daselbst Fig. 16). Damit ist eine gleichmäßige Abgabe der Brutwärme nach allen Seiten gewährleistet. Diese symmetrische Lage stellt sich mechanisch von selbst ein. „Die bilaterale Symmetrie dieser Gelege ist also eine Zwangslage, eine Gleichgewichtslage innerhalb eines gegebenen kleinsten Kreisumfangs". Die ohne besondere Unterlage auf Felsvorsprüngen oder in Nischen abgelegten Einzeleier der Lummen und Alken werden durch ihre langgestreckte oder kreiselförmige Gestalt vor dem Abstürzen, etwa bei Sturm, bewahrt, da sie die Eier mit größerer Fläche aufliegen läßt, die mehr Reibung ergibt. Überdies rollen sie, in Bewegung gesetzt, nicht fort, sondern drehen sich in kreisförmiger Bahn um die Spitze als Zentrum, wie ein einfacher Versuch lehrt. Die Gestalt hat also biologische Bedeutung, auch bei Gelegen in tiefen Napfnestern und in Höhlungen.

e) Vogeleier von ungewöhnlicher Gestalt. Die nachstehend aufgeführten Beispiele betreffen Eier mit sonst vollkommen normal ausgebildeter Kalkschale und Färbung. Aus ihnen wären in den meisten Fällen sicherlich normale Junge zu erwarten gewesen, was bei „monströsen" Eiern nicht der Fall ist.

Die **Einschnürungen** finden sich immer nur am schlanken Ende und sind durchweg bloß gering, nur 0,1 bis 0,3 mm tief, aber durch ein angelegtes Stahllineal und gegen das Licht gehalten deutlich zu erkennen, indem sich eine helle zwischen zwei dunklen Stellen zeigt anstatt nur **eines** Schattenpunktes. – Die **Asymmetrie** zeigt die eine Längsseite des Eies normal gewölbt, die andere abgeflacht, manchmal in bedeutendem Maße verschieden, ohne weiteres zu erkennen, oft aber bloß durch Messung festzustellen. – Während die Einschnürung durch eine krampfartige stellenweise Zusammenziehung der Ringmuskulatur des Uterus noch leicht verständlich erscheint, kann die Asymmetrie wohl nur durch eine krankhafte Gestalt des Eihalters während der Kristallisation erklärt werden. (Erstraffung der Längsmuskeln auf der einen Seite des Eihalters oder einseitiger Druck auf diesen?)

I) Asymmetrien, von mir festgestellt, in folgenden Sammlungen, und einzelne Fälle aus der Literatur entnommen:

Berliner Museum: bei *Alectoris graeca magna, Pterocles* spec. aus Ostafrika von Dr. Fischer gesammelt, *Grus canadensis nesiotis*, *Psittacus erithacus* und *Struthio camelus spatzi*.

Nehrkorn: bei *Psittacus erithacus timneh*.

v. Treskow: bei *Sula capensis, Chrysoena luteovirens* und bei einem Entenei.

Museum Wien: bei *Diomedea chlororhynchos, Alopochen aegyptiacus, Ardea cinerea* und *Ardea purpurea*.

Museum Dresden: bei *Somateria spectabilis*.

Britisches Museum: bei *Lophodytes cucullatus*.

Haag: beim Haushuhn und bei Enten.

Henrici: bei *Circaetus gallicus, Aquila* spec., *Falco eleonorae*.

v. Kalitsch: bei *Troglodytes troglodytes* (3 Eier 1937, Beitr. Fortpfl. biol. Vögel S. 72).

Behrens: bei 2 *Larus canus* und *Himantopus himantopus*.

Gowland: bei *Sypheotides indica*.

Schlüter: bei *Pelecanus crispus*.

Jourdain: bei *Burhinus oedicnemus* (Gelege!) (Oologists' Record 1936, S. 86).

Goethe: bei *Larus argentatus* (J. f. Orn. 1937, S. 53).

Schönwetter: bei *Cereopsis novaehollandiae, Kakatoe alba, Agapornis nigrigenis, Nyroca valisineria* und Hausente.

Außerdem ein Entenei zwar ganz symmetrisch, aber von elliptischem Querschnitt, statt kreisrundem (67,3 × 47,2 bis 41,4 = 6,17 g), also wie breitgedrückt. (Auch ein **Schildkrötenei** im Berliner Museum ist solch ein **dreiachsiges** Ellipsoid.)

Im Museum Wien maß ich ein Uhu-Ei mit einer Breitenachse (43,7 mm) **kleiner als die andere (44,0 mm)**. Daselbst ein Haushuhnei mit **Drehungsspiralen in der Schale trotz Abflachung** der einen Längsseite. Alle diese entstanden, wie gesagt, nicht durch nachträglichen Druck auf vorher normal gestaltete Schalen, sondern durch Kristallisation in abnorm geformten Uteri.

II) Einschnürungen am schlanken Eiende. (Birnenform, sogenannte „Birnform") stellte ich fest in folgenden Sammlungen:
Nehrkorn: bei *Thinocorus rumicivorus, Pluvialis dominica, Limosa fedoa.*
Museum Wien: bei *Limosa limosa.*
Britisches Museum: bei *Crocethia alba.*
Museum Dresden: bei *Diomedea chlororhynchos.*
Schönwetter: bei *Pluvialis apricaria* (2), *Charadrius hiaticula* (2) und *semipalmatus* (2), *Vanellus vanellus* (2) und *gregarius, Terekia, Strepsilas interpres, Limosa limosa* (alle 4 Eier des Geleges), *Erolia maritima, Tringa erythropus, Capella media, Phalaropus lobatus, Erolia alpina* (alle 4 Eier des Geleges), *Uria lomvia* (2) und *aalge californica, Emberiza citrinella, Alauda arvensis.* Fast ausschließlich also bei Schnepfenartigen und anderen Vögeln mit relativ zur Körpergröße größten Eiern und mit starker Zuspitzung dieser.

Ich habe nirgends besonders nach solchen Fällen gesucht, die meiner Sammlung kamen alle ohne Absicht in dieser Richtung. Danach müssen Einschnürungen häufiger vorkommen, als ich selber erst annahm. Umgekehrt freilich erwiesen sich manche vermutete als optische Täuschung, hervorgerufen durch dunkle Pigmentflecke am Rand der betreffenden Stellen.

Schließlich sei noch bemerkt, daß nur wenige der erwähnten Eier mit Einschnürung oder Asymmetrie aus der Gefangenschaft stammen, wo wohl am ersten Störungen im Vogelorganismus zu erwarten sind, die zu ungewöhnlichen Eigestalten führen können. Solche von domestizierten Arten enthielt die Sammlung Haag in großer Menge, ich selbst besitze sie z. B. von Fasan, Haushuhn und Ente.

III) Monstrositäten. Man versteht hierunter Eier von stark und unregelmäßig deformierter Gestalt. Offenbar veranlassen krankhafte Zustände im Eileiter hier krüppelhafte, oft seltsame Mißbildungen, die im Volksmund als sogenannte „Unglücks- oder Hahneneier" früher dem Aberglauben Stoff zur Betätigung boten. Außer in der großen Abnormitätensammlung Haag (später Duve) und in meiner kleinen findet sich Derartiges in fast keiner der von mir besuchten vielen Kollektionen. Es bietet aber Einblicke in besondere Vorgänge bei der Schalenbildung, die sich der direkten Beobachtung entziehen. Deshalb sei an dieser Stelle einmal näher darauf eingegangen unter Beschränkung auf **Haushuhneier**, bei denen solche Fälle als Folge der Überproduktion am häufigsten vorkommen.

1) Monströse Gestalten bei Eiern gewöhnlicher Größe. Oft findet man eine stark zerknitterte Oberfläche, wie wenn die für ihren Inhalt zu große Schale erst noch weich gewesen und in allen Richtungen gequetscht worden wäre. Andere Stücke weisen Runzeln, Längs- und Querfalten auf, wohl solchen der Uteruswandung entsprechend. Beispiele für asymmetrische, einseitig schiefe Eier wurden bereits zuvor erwähnt. Ziemlich selten sind **dreiachsige Ellipsoide**, wie durch Druck auf die Gürtelzone breitgedrückt, sonst normal und symmetrisch, aber eben ohne jeden kreisförmigen Querschnitt. Zuweilen ist nur ein rundes Stück auf der einen Seite flach eingedrückt, als wenn diese Stelle nach Erstarrung der übrigen Oberfläche noch weich gewesen wäre. Dabei bildet der Rand eine zentimeterbreite Knitterzone mit vielen radialen Furchen. Das zeigten mehrere Stücke bei Haag und eins meiner eigenen Sammlung, aber schon KLEIN (1766) erwähnt einen gleichen Fall. Man erklärte sich früher solche und ähnliche Vorkommnisse durch die Annahme, daß die Schale erst außerhalb des mütterlichen Körpers erhärtet und durch den Druck des eigenen Gewichts oder durch andere äußere Umstände deformiert werde. Im gewöhnlichen Fall der normal

entwickelten Prismenzone ist das aber undenkbar, da diese aus steinharten Kristallen besteht und daher überhaupt niemals weich war. Auch die darüber hinaus breiig aufgetragene Kalkcuticula erstarrt in der Regel schon im Uterus vollständig. Nur **sie** könnte abnormerweise einmal noch etwas weich sein und dann Eindrücke von Nestmaterial oder dergleichen aufnehmen, was jedoch an der Eigestalt nichts ändert.

Wäre die Schale bei ihrem Austritt noch weich, so müßten Mißbildungen eher die Regel als die Ausnahme sein (wie bei den Windeiern immer), auch müßten sie anders aussehen, als wie man sie kennt. – Im wesentlichen normale Eischalen können durch einen mangelhaften Schließmuskel des Uterus monströs werden und zeigen dann ein schraubenartig abgedrehtes spitzes Ende, oder sie sind an diesem durch einen schlauchförmigen Ansatz abnorm verlängert, geradlinig oder gewinkelt. – Birnenförmige oder in die Länge gezogene Eier mit weit nach oben verlagerter größter Breitenachse und schlanker Verjüngung können eine Einschnürung zeigen, doch kamen so scharfe Spitzen, wie bei *Hydrophasianus* normal, sonst kaum zur Beobachtung.

Nach SCHMITZ (Z. f. Ool. 1906, S. 39) zeigten zwei Hühnereier „in der Äquatorgegend eine Art Naht, als wenn zwei Eier ineinander geschaltet wären. Die Masse des Eidotters und des Eiweißes entspricht der von zwei oder mehr Eiern". Der Fall liegt vielleicht ähnlich, wie der von BÄSECKE (BzF 1932, S. 190) mitgeteilte. Eine Emdener Riesengans „legte zuerst die Hälfte mit dem spitzen Pol und am nächsten Tage die andere Hälfte mit dem stumpfen Pol. Die zweite Hälfte zerbrach beim Legen infolge Mangels an Kalksubstanz". HENNICKE beschreibt in der Orn. Mon. Schr. 1895 (S. 256) ein Hühnerei, welches aus zwei Hälften zusammengesetzt war, von denen die eine bloß Eiweiß, die andere Eiweiß und Dotter enthielt. Anscheinend handelt es sich in diesen Fällen um Doppeleier. Ein solches in meiner Sammlung (75 × 52 mm, G = 110 g) erscheint wie aus zwei nicht genau aneinander passenden Hälften zusammengesetzt, verbunden durch ein unregelmäßig gerandetes, etwa 1 cm breites Kalkband in der Gürtelzone. – **Geheilte Sprünge** in der Kalkschale zeigen, daß auch nach der eigentlich abgeschlossenen Schalenbildung noch Kalk abgesondert werden kann. – DIETRICH (Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 1929, S. 133) erwähnt zwei Fälle mit nach der Spitze hin spiralig verlaufenden, wieder verkitteten Rißlinien. Das zeugt für eine Drehung schon während der Schalenentstehung (vergl. Seite 662). Dadurch erklären sich auch **spiralige**, bandförmige Absprengungen an zwei Eiern, die dem Luftdruck einer Granatenexplosion in meiner Wohnung ausgesetzt waren. Dabei zerplatzten aber mehrere andere Eischalen an der Gürtelzone (dünnste Stelle) so, daß die beiden Hälften wieder tadellos zusammengeklebt werden konnten.

2) Besondere Mißgestalten, Mehrfache Schalen, Ei im Ei. Monströse Eigestalt bei abnorm kleinen Haushuhneiern kann bedeutend groteskere Formen annehmen, als bei großen (Fig. 17). Kaum bei solchen, aber oft bei kleinen Eiern kommen **kugelige** Stücke vor mit Achsenverhältnissen bis 1,03 herunter, also z. B. mit 28 × 27 mm (nur 1mal beobachtet). Andererseits gibt es über-

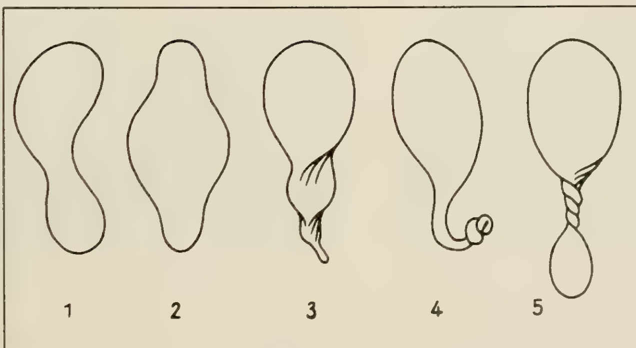


Fig. 17. Monströse Eigestalten beim Haushuhn. 1 und 2 in Sammlung SCHÖNWETTER, 3 bis 5 nach ROMANOFF 1949.

mäßig langgestreckte, walzige, gerade und wurstförmig verbogene Stücke mit sonst normal oder fast so gebildeter Schale neben stark gekörnelter, auch mit kleineren Breiten an den Enden als in der Mitte und mit Achsenverhältnissen bis 1 : 2,54 in meiner Sammlung (normal höchstens 1 : 1,75). Dabei ist die Schale selbst der kleinsten Eier gewöhnlich so dick wie die bei normaler Größe. (vergl. S. 000) – Durch langstreckige Einschnürung entstehen sanduhrförmige Gestalten, gerade und gebogene. Ähnliches bildet sich durch Zusammenwachsen zweier Eier an ihren spitzen Enden, die auch durch ein Rohr als Mittelstück verbunden sein können (**Zwillingseier**). Einseitig „geschwänzte" Stücke nehmen manchmal Flaschen- oder selbst **Retortenform** an. In meiner Sammlung hat eines von 19 mm Länge und 18 mm Breite an beiden Enden je einen 7 mm langen und ebenso breiten Ansatz. An **beiden** Enden lang ausgespitzte Schalen kommen gelegentlich ebenfalls vor, wie das bei der Echse *Calotes* und der Schildkröte *Geomyda therminalis Less.* normal ist. Andere wieder besitzen abnorm dicke Schalen, eine des Haushuhns im Museum Nîmes gesehene war fast 10 mm stark. Infolge abnorm langer Verweilung des Eies im Uterus können mehrere ineinander geschachtelte oder fest zusammengefügte Schalen entstehen, wie mir auch ein zerbrochenes **Schildkrötenei** im Wiener Museum (Taf. 3, Fig. 18) fünf solche über einander zeigt. Groebbels (1937, S. 385) erwähnt Hühnereier mit drei und mehreren Schalen verschiedener Dicke und ein Zwergei mit zwei Schalen, auch ein Entenei mit doppelter Schale und ein Ei von *Lanius collurio* mit drei ineinander geschachtelten Schalen. Borchert (Z. f. Ool. 1904, S. 30) fand ein großes Ei von *Picus viridis* mit doppelter Schale, die ein vollständig entwickeltes, aber abgestorbenes Junges enthielt. Beide Schalen waren gleich dick, die äußere ganz normal, die innere jedoch rauh und schwach bläulich (!) getönt. In ungewöhnlich großen Eiern können zwei und selbst drei Dotter eingeschlossen sein, in anderen auch **Fremdkörper**. Solche gelangen offenbar durch nach innen gerichtete Zusammenziehung der Kloakenmuskeln nach der Darmentleerung in den Eileiter, wenn sie nicht als Eiweißhautgebilde, Blutgerinnsel oder Pigmentklümpchen aus diesem stammen. Auch Eingeweidewürmer fanden sich bisweilen eingeschlossen.

Die Entstehung von **doppeldotterigen** Eiern ist auf mehrere Weisen denkbar. Bei verzögerter Kalkabsonderung kann ein noch schalenloses Ei im Uterus liegen bleiben bis ein zweites hinzu kommt, oder zwei Dotter verschmelzen schon im Eierstock, wobei dann Mißgeburten zu erwarten sind. Das wird aber nicht immer der Fall sein, so wenn an einem Dotter die Keimscheibe sich spaltete.

IV) Doppeleier. Hier handelt es sich oft um ein „Ei im Ei". Goethe (J. f. Orn. 1937, S. 54) fand ein solches der Silbermöwe. Sonst wurden derartige Fälle wohl bloß beim Hausgeflügel beobachtet. Meistens ist das eingeschlossene ein Zwergei mit oder ohne Kalkschale. Daß ein solches durch

TAFEL 3

Quer- und Flachschliffe durch Eischalen und Dinosaurier-Fundstelle

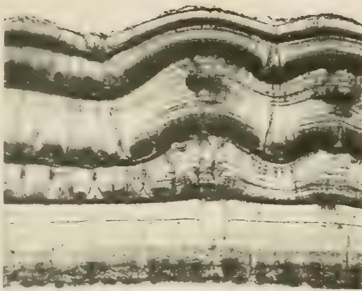
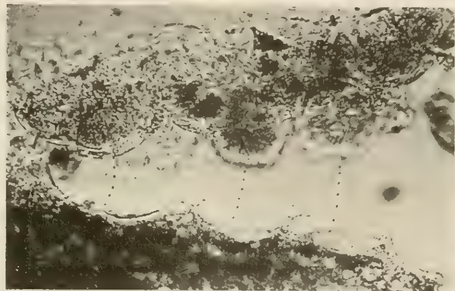
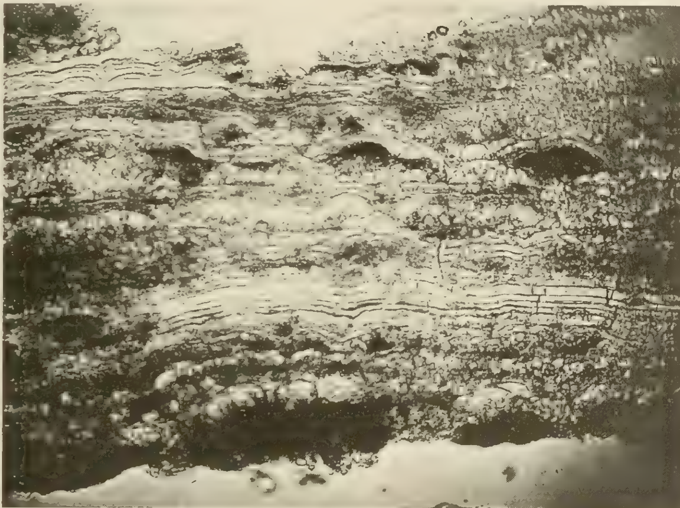
Fig. 18 (oben links). *Testudo graeca.* Querschliff der 5fachen Schale eines Schildkröteneies. Museum Wien. 20 : 1. Mitten in der untersten, normalen Schale eine Alveole wie bei dem Dinosaurierei (Tafel 4, Fig. 29, 30). – Schliff und Photo Prof. Dr. W. J. Schmidt 1943.

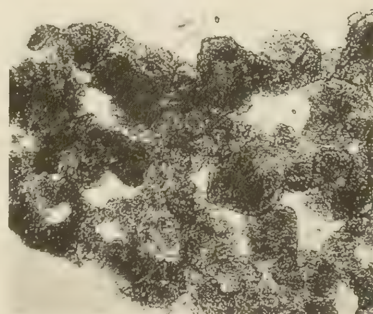
Fig. 19 (in der Mitte). Haushuhn. Querschliff durch eine abnorme Eischale. 106 : 1. Der gestörte sphäritische Aufbau ist nur an Wölbungen zu erkennen. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt 1943.

Fig. 20 (oben rechts). Haushuhn. Flachschliff derselben Eischale Fig. 19. Die Loslösung der im Querschnitt sichtbaren Prismen läßt organische Hüllen um diese Prismen vermuten. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt 1943. 128:1.

Fig. 21 (unten links). *Protoceratops* – (Dinosaurier-)Fundstätte in der Gobi (Unter-Kreide) bei Shabarak-Usu. 1 : 10. Dritte Asiatische Expedition unter S.C. Andrews 1923. – Photo des American Museums of Natural History in New York.

Fig. 22 (unten rechts). Kugeliges (Dinosaurier?-)Ei. Flachschliff durch die Mammille über der ehemals vorhandenen Schalenhaut. 38:1. Die großen Lücken schließen sich beim allmählichen Übergang in die Prismenzone, aus den verbleibenden kleinen entspringen Porenkanäle. Von einem kugeligen Ei (Durchmesser etwa 10 cm) aus Iren-Dabasu an der Kalgan-Urga-Straße (Ober-Kreide). – Schliff und Photo: W. J. Schmidt 1942.



Tafel 3. Querschliffe von Schildkröten- und Haushuhneiern, Flachschliffe von Haushuhn- und Dinosaurier-Eiern, Fundstätte von *Protoceratops*

antiperistaltische Bewegung in den Eileiter bis über den Isthmus hinaus zurücktritt, hier samt dem Dotter eines normalen Eies mit Eiweiß umhüllt wird, und dieses dann im gewöhnlichen Vorgang Schalenhaut und Kalkschale erhält, ist eine irrige Vermutung, da OTTOW (1955, S. 27/28) einen „Rücktransport durch Retroperistaltik" als physiologisch unmöglich beweist. Der **ganze** Vorgang kann sich also nur allein im Uterus abspielen, wo das kleine Ei liegen blieb, bis das nächste Ei aus dem Isthmus hinzutrat. Ebenso wenig kommt ein Rückwärtsgleiten bei **frei im Bauchraum** gefundenen Eiern in Frage, die nicht vom Infundibulum aufgenommen wurden, oder durch einen Riß des dünnwandigen Uterus diesen verließen. Soweit solche eine festere Umhüllung tragen, „handelt es sich hier offenbar um eine peritoneale Ausschwitzung, wie sich solche so gut wie stets um Fremdkörper bilden, die in die Bauchhöhle geraten" (OTTOW 1955, S. 27), also weder um eine Kalkschale noch um eine Schalenhaut im gewöhnlichen Sinne.

Gelegentlich ist das umschlossene Ei auch größer als gewöhnlich. KRAUSE erwähnt ein solches von 62,5 g bei 169 g Gesamtgewicht des Doppeleies (Orn. Mon. Schr. 1905).

In der „Geflügelbörse" 1937 (S. 2) berichtet FRANKENBERG von einem **Haushuhnriesenei** mit 82,5 × 56,5 mm, 150 g schwer, darin ein zweites mit 57 × 42 mm, dieses mit Dotter und Eiklar, im anderen nur Eiweiß (Volumina 138 und 53 cm^3). Das Huhn enthielt noch sieben deformierte Eier in der Bauchhöhle infolge eines Lochs im Uterus, darunter ein weiteres „Ei im Ei". Ein anderes Doppelei enthielt Dotter und Eiweiß, das eingeschlossene Ei bloß Dotter, Maße: 83 × 47 mm und 40 × 32 mm (Volumina 96 und 21,5 cm^3). Ein hellblaugrünes **Hausentenei** enthielt ein weißes (Volumina 60 und 12,5 cm^3). –

Die Kalkschale des Inneneies zeigt meist einige Besonderheit. So liegt über der etwas glänzenden, gelblichen, anscheinend normal kristallisierten Schale eines kleinen Inneneies meiner Sammlung eine glanzlos schmutziggrauweiße Kalkhaut, die zum Abplatzen neigt, mit vermutlich stärkerem Gehalt an organischer Substanz, besetzt mit wenigen kleinen Körneln und einem großen.

V) Spareier. Unter **Spareiern**, auch Spureier oder Spuleier genannt, werden Zwergeier mit Kalkschale verstanden, welche keinen Dotter enthalten. Ihre Entstehung ist noch nicht völlig geklärt. Auch ihre Kalkschalen bieten oft etwas Besonderes, denn sie sind reicher und dunkler gefärbt, relativ (nicht absolut) dickschaliger und gewöhnlich gröber im Korn, häufiger als normal große Eier deformiert.

VI) Windeier. Als **Wind-** und **Fließeier** bezeichnet man Eier ohne Kalkschale. Sie können Frühgeburten darstellen oder aus krankhaften Uteri stammen. In Größe und Inhalt sind sie meist normal, entbehren aber der Eigestalt wegen ihrer noch weichen Umhüllung bloß durch die Schalenhaut, an der höchstens die ersten Anfänge der Mammillen haften können. Solche Fälle kommen besonders bei jungen, erstmals legenden Hühnern vor. Die Schalenhaut ist hier zuweilen drei- bis viermal so dick wie bei normalen Eiern.

VII) Sonstige Anomalien bei Hühnereiern. Blutspuren in Form von gelblichen bis rotbraunen Flecken und Wischern können mit der Oberhaut unabwaschbar verbunden sein. Wo sie in seltenen Fällen unter der Oberfläche liegen, erscheinen sie grau oder blaßbläulich, auch hell violett wie echte, aus eisenfreiem Pigment gebildete Unterflecke, die daher nicht immer vorzuliegen brauchen, wenn ihre Erscheinung auftritt. Es erklärt dies wohl manche Fleckung bei in der Regel ungefleckten Eiern, soweit nicht ein Rückschlag auf echte Pigmentierung bei verwandten Arten vorliegt. – Manche **große Körnel** auf Hühnereiern entpuppen sich bei näherer Untersuchung als winzige Eier mit eingetrocknetem Inhalt, der wahrscheinlich aus Eiweißklümpchen oder Schleimhautfetzchen besteht, wenn nicht aus zusammen geballtem Pigment. Solches setzt sich ja nicht immer nur in dünner Lösung auf die Schale, sondern zuweilen auch als ziemlich kompakte Masse, die man mit dem Finger fühlen kann. Ein derartiges, sonst normales Hühnerei mit angesetztem bohnengroßen zweiten gab ich in die Abnormitäten-Sammlung Haag.

Über einen seltsamen Fall berichtet KÖNIG-WARTHAUSEN (1885) von einem Ei aus seiner Küche, „das als eines der ersten soeben aus dem Hühnerstall gekommen war. Im unteren Drittel befand

sich, nach oben durch eine Haut abgeschlossen, Eiweiß. Der obere Teil war völlig leer. Ich habe dieses Stück noch zur Hand und kann mir nicht erklären, wo der Rest hingekommen ist, beziehungsweise wie eine durchweg normale Form und Schale sich über dem Phantom eines geringe Resistenz bietenden Luftsacks hat bilden können". Man könnte an eine Art **Hohlguß** denken, entstanden dadurch, daß die Kalkkristallisation an der durch den Druck einer eingeklemmten, dann erwärmten Luftblase gespannten Uteruswand erfolgte, statt auf der im normalen Fall vorhandenen Schalenhaut. Die Struktur einer solchen Schale würde dann umgekehrt sein müssen mammillenartige Gebilde außen, Prismenköpfe innen. Die Oberflächentextur (das Korn) könnte dann den Schleimhautzotten entsprechen. Bei der auf Seite 629 besprochenen Nilei-Überschale erfolgte die Kalkkristallisation ja auch nicht auf einer Schalenhaut, wennschon auf einer festen Unterlage, der Gänseeischale. Kalkablagerung ohne Schalenhaut hat man auch bei den sogenannten **Teufelseiern**, massiven Kalkklumpen von Eigestalt. In der Z. f. Ool. 1894 (S. 27) bespricht J. STENGEL eine merkwürdige Eierlegerei durch eins seiner gewöhnlichen Landhühner. Es legte „zuerst ein Ei in Schlangenform von 40 × 8 mm, dann ein Ei so groß und rund wie das eines Waldkauzes, ferner 16 hintereinander in Eulenform, jedoch kleiner, ungefähr 20 × 18 mm, zum Schluß ein ebenso kleines doppelschaliges".

VIII) Eierpest. Bei einem meiner bräunlichen **Haushuhneier** mit weißem **Kalkschleier** fand ich, daß dieser erst jetzt nach 30 Jahren abwaschbar geworden ist und das Aussehen des Eies veränderte. Auf der Eihälfte, wo dies der Fall ist, erscheint die sonst gelbbraune, fein dunkelbraun punktierte Oberfläche ungefleckt trübhellgrau, und die Lupe verrät, daß die früher glatte, eine vollständig zusammenhängende Haut bildende Cuticula so zermürbt ist, daß sie in mikroskopisch kleine Kalkpartikelchen zerfiel, die zwischen sich den gelblichen Grund erkennen lassen. Erst weitere Beobachtung wird lehren, ob es sich hier bloß um den harmloseren Vergang der leimartigen Substanz handelt, welche die Kalkspuren der Oberhaut bindet, oder um die gefährliche Erscheinung, welche ich **„Eierpest"** nenne, und die den Zerfall der ganzen Kalkschale in Staub einleitet. Einen solchen Fall beobachtete ich erstmalig in der Venturi-Sammlung des Rothschild-Museums in Tring, wo von zwei Eiern nur die völlig intakte Schalenhaut und eine kleine, säuerlich schmeckende Menge Kalkstaub übrig geblieben ist, später auch an mehreren Eischalen u. a. in den Museen Senckenberg, Stuttgart und Dresden. HARTERT wollte den Fall selber untersuchen lassen, kam aber nicht mehr dazu. Man wird also in den Sammlungen hierauf achten müssen, damit die Gefahr behoben wird und nicht von befallenen Exemplaren auf andere übergreift. Eine Erklärung des rätselhaften Vorgangs steht noch aus (chemische Veränderung? Pilze? Bakterien?)[*)]

Daß auch die innere Struktur der Kalkschale gelegentlich monströs sein kann, zeigt der Radialschliff einer abnormen, außen verrunzelten, 0,4 mm dicken **Haushuhneischale** (Taf. 3, Fig. 19). Statt des kristallischen Aufbaues aus Prismen zeigen sich hier grundverschiedene Gestaltungen des Schalenkalks, Haufen von kleinen und größeren Klümpchen unregelmäßiger Form, mehrere dünne leicht gebogene Schichten parallel übereinander und Höhlungen. Die normale Tendenz des Schalencalcits, in Säulenform zu kristallisieren, ging hier vollständig verloren aus ganz unbekannten Gründen. Sie zeigte sich nur noch an einer anderen Stelle desselben Objekts bei den rundlichen Querschnitten im Tangentialschliff (Taf. 3, Fig. 20). An diesen erkennt man zugleich, daß sich Prismen gelegentlich von ihrer Umgebung loslösen können. Das spricht für eine organische Trennungsschicht (Hülle) zwischen ihnen, was zu einer Erklärung der Porenkanäle führen kann. (vergl. Seite 648).

---

*) (Sehr interessante, freilich eigentlich nicht hierher gehörige Angaben über **Hühnereier** finden sich bei GROSSFELD (1938), z. B. betreffend die Abstammung unserer Haushühner, Legeleistung, riesige Verbrauchszahlen, völlige Ablehnung des Genusses von Eiern bei Arabern, Negern und sehr vielen sonstigen Völkern, bei anderem Genuß nur von hochbebrüteten Eiern, chinesische Fermentationsverfahren, um die in Beschaffenheit und Geschmack gänzlich veränderten Eier erst nach Jahrzehnten als vornehme Delikatesse zu verspeisen u. a. m.).

3. Die Kalkschale des Vogeleies

(vergleiche B. Mathematischer Teil: das Gewicht, die Dicke und das Spezifische Gewicht der Schale).

a) Allgemeines. Über die phylogenetische Entwicklung der Eischale wissen wir so gut wie nichts. Wie v. NATHUSIUS sie sich dachte, wird auf Seite 698 kurz berichtet. Fossile und subfossile Scherben von Kalkschalen und intakte Eier verraten uns nicht mehr, als es rezente tun. Ihr kristallischer Aufbau ist im Prinzip z. B. bei den **Dinosauriern** kaum anders als bei Reptilieneiern mit Kalkschalen und bei Vogeleiern von heutzutage, wie Scherben, Dünnschliffe und Oberflächenbilder in meiner Sammlung beweisen. Der Schalenquerschnitt des Dinosauriers *Protoceratops* aus der Wüste Gobi (Taf. 3, Fig. 22) gleicht überraschend dem von *Crax* (Taf. 2, Fig. 13). Weiteres über Dinosaurier-Eier besagen die Figuren der Tafel 4 (Seite 618).

Als ursprünglichste Eigestalt wird man die **Kugel** ansprechen können, wie sie sich noch gegenwärtig bei dem Amphibien, Fischen und vielen Schildkröten findet. Daraus hat sich vielleicht das **„Normalei"** (Bd IV, Fig. 6, S.136), dann die **ellipsoidische Eiform** entwickelt, wie bei den Dinosauriern, den Krokodilen und vielen Vögeln, zuletzt die **ovale Gestalt** mit kräftiger Verjüngung am einen Ende. Solche Verjüngung an **einem** Ende finden wir im ganzen heutigen Tierreich **nur** bei den Vögeln, sehr mäßige aber schon bei den Dinosauriern.*) Sehr walzig-langgestreckte Form wie bei diesen (k bis 2,50), kommt bei normalen Vogeleiern nur bis höchstens mit k = 1,70 vor, mehr bloß als Abnormität. – **Zweispitze Eier** haben Vögel (*Podiceps*) nur bis k = 1,68. Aber die Echse *Calotes cristatellus* Kuhl hat k = 4,50 (!) und die Schildkröte *Geomyda therminalis* Less. k = 1,95. – Gemessen an der Größe des Muttertieres sind die Eier der Reptilien, insbesondere der Krokodile, winzig. Bei 3–6 m langen, im Gewicht nach Zentnern zu bemessenden Exemplaren kommen die Eier mittelgroßen der Gänse gleich mit 100–120 g Gewicht, das ist ein Tausendstel = 0,1 % des Tiergewichts von 2 Zentnern. Die Eier der Vögel dagegen sind vergleichsweise riesig, die überragend größten bei allen Tieren überhaupt. Bei einigen Arten finden wir relative Eigewichte (RG) bis zu 28 % des Weibchengewichts, im Durchschnitt aller Vögel 8 %.

Ein **Schalenkorn** ist schon bei kleinen fossilen Eiern von der Insel Wight (Morris-Sammlung im Britischen Museum) zu erkennen, bei den Dinosauriern aus der Gobiwüste (*Protoceratops*) und von Rognac in der Provence (*Hypselosaurus*) deutlich ausgeprägt, bei diesen teils durch strichartige, breite parallele längsgerichtete Erhöhungen auf der Schale (Taf. 4, Fig. 24), wie solche bei den Vögeln nicht vorkommen, teils durch flache, rundliche Buckel wie bei *Crax* und *Oxyura*. – Von der ursprünglichsten **Eifärbung** der ausgestorbenen Arten ist nichts bekannt. Entgegen der Ansicht einzelner Autoren werden wir m. E. weiße, ungefleckte Eier vermuten dürfen, wie die der altertümlichen Familien der Kiwis, Pinguine, Steißfüße, Sturmvögel. Denn so oder pergamentfarbig sind auch die Eier aller Reptilien mit einziger Ausnahme von *Xiphocercus valenciennesii* Duméril & Bibron, einem rezenten Leguan (*Iguana*) von Jamaica. Dessen Ei ist 8–10 mm lang, ungleichhälftig, kalkschalig, fein grüngrau gekörnelt und trägt unregelmäßige, **bräunliche Flecke** (VAN STRAELEN 1928). Die Buntheit der Vogeleierschalen ist danach wohl eine spätere Erwerbung. Zu dieser Buntheit bringt v. BOXBERGER (1911) spekulative Ausführungen, auf die hier nur verwiesen sei.

Die **Schalendicken** scheinen ursprünglich größer gewesen zu sein. Bei ungefähr gleichgroßen Eiern sind bei den Dinosauriern d und Rg doppelt und mehrfach so groß wie bei rezenten Vogelarten. Das ergaben meine Berechnungen unter schätzungsweiser Berücksichtigung der Korrosion der Kalkschalen und des Vergangs der Schalenhaut. Dinosauriereier von 375 und 820 g haben 2 mm dicke Schalen wie die 1600 g schweren Straußeneier, solche von 125 g zeigen 1 mm, wie die 600 g wiegenden Eier von *Rhea* und *Casuarius*. Die relativen Schalengewichte (Rg) von *Protoce-*

---

*) Die Schalenproben und Photographien für meine Untersuchung von Dinosaurier-Eiern aus der Mongolei erhielt ich aus dem American Museum of Natural History in New York durch die Freundlichkeit des Herrn Dr. WALTER GRANGER, Curator of Fossil Mammals. Ihm möchte ich auch an dieser Stelle bestens danken für das wertvolle Material, ebenso Herrn Professor Dr. E. STRESEMANN für die gütige Vermittlung.

ratops und *Rhea* verhalten sich ungefähr wie 23 % zu 13 % (Rg = Schalengewicht: Eigewicht, vgl. S. 44).

b) Die biologische Bedeutung der Eischale. Diese Bedeutung besteht nicht nur allgemein im Schutz des entstehenden Vogels gegen schädliche Umwelteinflüsse, sondern auch darin, daß die Schale weitere für die Entwicklung des Embryos nötige Eigenschaften besitzt. Sie ist, um mit ROMANOFF zu sprechen,

1. stark genug, um das Gewicht des brütenden Vogels zu tragen,
2. porös genug, um die Atmung des Embryos zu gewährleisten,
3. kompakt genug, um den Eintritt von Mikroorganismen zu verhindern und
4. zu große Feuchtigkeitsverluste zu verhüten,
5. spröde genug, um beim Schlüpfen des jungen Vogels zu zerbrechen.
6. Sie enthält verschiedene anorganische Stoffe in genügender Menge, um den größeren Teil der mineralischen Bedürfnisse des Embryos zu befriedigen.

Auch im **Wärmehaushalt** des Eies spielt die Schalendicke eine Rolle. Experimentell ergaben sich nach ROMANOFF **dünnere** Schalen der Haushuhneier beim Ansteigen der Temperatur von 20°C auf 32,5°, ebenso, saisonbedingt, in der warmen Jahreszeit **dünnere** als in der kalten. – STRESEMANN (Aves, S. 258) gibt aber der Vermutung Raum, daß die Eischale einen Schutz gegen zu starke **Sonnenbestrahlung** biete, weil die meisten **Höhlen**brüter, die eines solchen nicht bedürfen, **dünn**schalige Eier legen. Das läßt sich auch daraus schließen, daß man die allerdicksten Schalen bei **Offen**brütern findet, die der Tropenglut am stärksten ausgesetzt sind (Strauß, Frankolin, Perlhuhn).

Außer zwei zweckdienlichen Bemerkungen bei HEINROTH (1922, S. 277, 278) fand ich in dem mir zugängig gewesenen Schrifttum nichts, was zur Erklärung der beiden verschiedenen Schalendicken vorliegenden Verhältnisse beitragen könnte, die sich des weiteren aus Bd. IV, S. 44–57 (relatives Schalengewicht) ergeben. – Nach HEINROTHS Erfahrungen ist ein Einfluß der Temperatur und der Feuchtigkeit in der Umgebung des Nestes auf die Brutdauer nicht bemerkbar, obwohl ein dünnschaliges Ei an trockenem Ort und bei großer Hitze und langer Brutdauer mehr Wasser verdunstet, als ein dickschaliges an kühlem, feuchtem Ort bei kurzer Brutdauer. Er sagt: „Mir scheinen, viel-

TAFEL 4

Außen- und Innenseite, Quer- und Flachschliffe von Dinosauriereiern

Fig. 23 (links oben). *Protoceratops* (aus Fundstätte Tafel 3, Fig. 21). Querschliff durch die Eischale. 50:1. Die Mammillen sind durch den Sand vollkommen abgeschliffen. Mit halb geschlossenen Augen sieht man die säulenartige Struktur besser. – Schliff und Photo W. J. Schmidt 1942.

Fig. 24 (rechts ganz oben). *Protoceratops andrewsi* (aus Fundstätte Tafel 3, Fig. 21). Eischale von außen gesehen. Kein Vogelei zeigt eine so faltige Struktur der Oberfläche. 3,5:1. – Photo von W. J. Schmidt 1942.

Fig. 25 (rechts oben gleich darunter). *Protoceratops* spec. (gleiche Stätte). Oberfläche mit rundlichen Körneln, ähnlich bei *Hypselosaurus*, Kasuar, Emu, *Oxyura* und *Crax*. 3:1. – Photo von W. J. Schmidt 1942.

Fig. 26–30. Kugeliges (Dinosaurier?-)Ei (Tafel 3, Fig. 22). – Schliffe und Photos von W. J. Schmidt 1942.

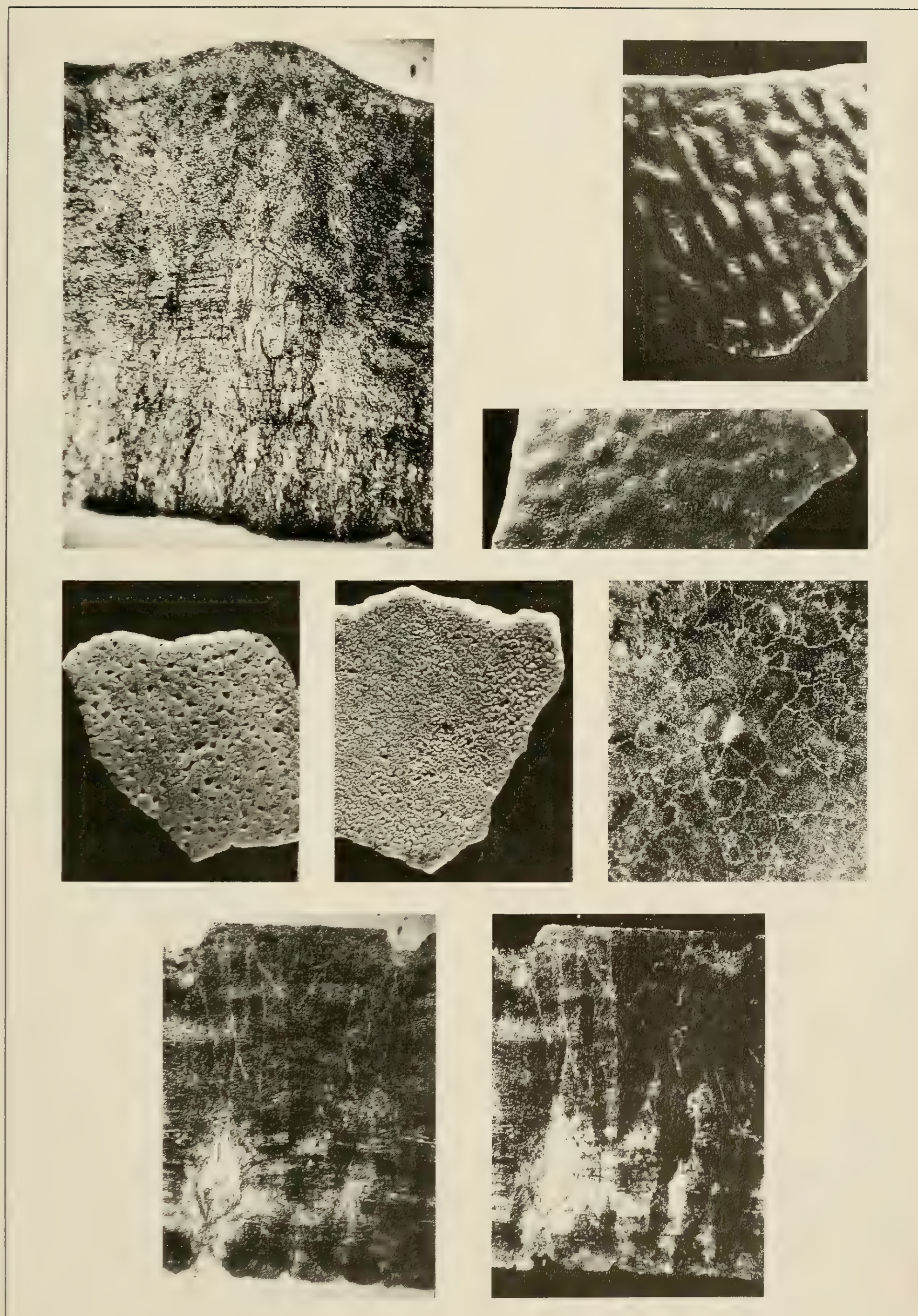
Fig. 26 (Mitte links). Außenansicht. Die Porengruben sind durch Korrosion erweitert. 3,3 : 1. (Schönwetter hält Dinosaurier für ausgeschlossen, ob Schildkröte?)

Fig. 27 (Mitte). Innenseite der Schale mit nur geringer Abschleifung der Mammillen. 5:1. Mittels Lupe sieht man inmitten vieler Mammillen runde Punkte, verbliebene Hohlräume der ausgewitterten „Kerne".

Fig. 28 (Mitte rechts). Flachschliff durch die Mitte der Prismenzone. 38:1. Die weißen Umrahmungen der einzelnen Prismenquerschnitte erscheinen wie Spuren ausgewitterter, organischer Hüllen um die Prismen (vgl. Tafel 3, Fig. 20; Tafel 5, Fig. 32, 33).

Fig. 29 (unten links). Querschliff durch die Schale. 37:1. Der prismatische Aufbau ist noch erkennbar. Mammillenköpfe abgeschliffen. Die Lücke unten links zwischen den Mammillen ist Ausgangsstelle eines Porenkanals, der sich zu einer auch an anderen Stellen auftretenden Alveole erweitert (vgl. Tafel 3, Fig. 18. Alveole bei Testudo). Oben zwei korrodierte große Porengruben.

Fig. 30 (unten rechts). Das Präparat zu Fig. 29 im polarisierten Licht. 37:1.



Tafel 4. Außen- und Innenseite, Quer- und Flachschliffe von Dinosauriereiern

leicht wenige, besonders angepaßte Formen, wie *Podiceps* und *Rallus* z. B. ausgenommen, die meisten Vogeleier so eingerichtet zu sein, daß ihre Wasserverdunstung während der Brutdauer **von äußeren Bedingungen nur wenig beeinflußt** und das kleine Mehr oder Weniger von dem Keimling gut vertragen wird." Hinsichtlich einer eventuellen Beziehung zwischen großer Schalendicke und langer Brutdauer sagt HEINROTH unter Hinweis auf seine Tabellen und Kurven im J. f. Orn. 1922, welche die Rg darstellen, „daß keinerlei derartiger Zusammenhang vorhanden ist, und oft genug gerade dickschalige Eier eine kurze (wie Haushuhn, Kuckuck), dünnschalige (wie Kiebitz, Baumläufer) eine längere Bebrütung bei derselben Wärmezufuhr benötigen". – Ob zu den vielen Faktoren, welche die überraschend großen Unterschiede in der Brutdauer bei gleichgroßen Vögeln erzeugen, nicht **doch** auch die Schalendicke gehört, kann sich m. E. erst erweisen, wenn weitere der noch gänzlich unbekannten Ursachen aufgedeckt sein werden. Die auffallend dickschaligen Eier mancher Frankoline (G = 20 g, d = 0,70 mm) und die dünnschaligen des Tinamiden *Nothocercus* (G = 105 g, d = 0,26 mm), beide in heißen Klimaten, dürften besonders geeignete Studienobjekte bieten wie auch die des *Apteryx* (G = 434 g, d = 0,50 mm).

c) Die Struktur der Kalkschale und ihre Entstehung. Daß die von der Schalenhaut befreite harte Eischale innen anders aussieht als außen, man daher zwei verschiedene ineinander übergehende „Schichten" (richtiger Zonen) unterscheiden kann, ist schon lange bekannt und Gegenstand eingehender Untersuchungen gewesen. Totzdem haben wir erst in neuerer Zeit Klarheit über das Wesen und den Zusammenhang der beiden Zonen erlangt. Nachdem es um 1920 W. J. SCHMIDT in Gießen gelungen war, durch Reiben mittels eines säurebefeuchteten Wattebauschs **besonders** feine „Dünnschliffe" von der Kalkschale zu erhalten, zeigte ihm die gleichmäßige Auslöschung bei der Untersuchung zwischen gekreuzten Nikols, daß die eigentliche Kalkschale in ihrer einfachsten Form aus einer **einzigen Lage von Sphärokristallen** besteht, also daß beide Zonen, die **„Mammillenschicht"** und die irrig so genannte **Schwammschicht** ein einheitliches Gebilde darstellen, Ursprung und Fortsetzung, entstanden durch Kristallisation aus einem flüssigen Gemisch von im wesentlichen kohlensaurem Kalk und organischer Substanz, das von Drüsen der Uteruswandung ausgeschieden wurde. Sehen wir darüber zunächst hinweg, daß einige Punkte der Beobachtungen und deren Deutung noch umstritten sind, so läßt sich die meistens 12–16 Stunden beanspruchende **Bildung der Kalkschale** unter Benutzung der Angaben bei v. BAER, KELLY, GIERSBERG und SCHMIDT wie folgt denken (ROMANOFF [1949, S. 161] bringt nur die z. T. irrige Auffassung von v. NATHUSIUS [1868]):

1) Mammillen. Aus den Uterusdrüsen ergießt sich nach v. BAER (1837) zunächst ein kalkfreies Sekret*) auf die Schalenhaut, mit deren Fasern es sich verklebt und winzige zottenartige Vorsprünge auf dieser erzeugt, die nach Zahl und Anordnung ungefähr den Mündungen der uterinen Drüsen entsprechen. – Vermutlich bilden diese Vorsprünge die organischen Kerne, um die als Zentrum Calciumphosphat in sehr geringer und Calciumcarbonat in großer Menge aus dem von den Uterusdrüsen abgesonderten Kalkbrei in Form sehr feiner Nadeln radial nach allen Richtungen kristallisieren. Dabei werden Spuren der Schalenhaut eingeschlossen, wodurch der feste Zusammenhang dieser mit der entstehenden Kalkschale bewirkt wird. Durch die Strahlung der Nadeln nach allen Seiten entstehen zunächst kleine Kalk-Sphäriten, die **Mammillen**, flüchtig besehen ungefähr kugelige bis hügelige Gebilde.

Wie aus unseren Mikrophotos von radialen Schalenschliffen ersichtlich, können die Mammillen aber sehr verschiedene Gestalten haben. Nach ROMANOFF (dort S. 164) besteht die Mammille aus nicht kristallinischen Mineralien, die konzentrisch um körneliges Matrixmaterial liegen. Unsere Dünnschliffe zeigen davon nichts. Vielmehr beweist die mittelste Mammille in Figur 46, Seite 630, deutlich den **strahligen, radialen Aufbau,** auch in Tafel 9, Fig. 58, zu erkennen.

---

*) Die organische Substanz der Eischale (Matrix) beim Huhn besteht aus Keratinen, auch beim Krokodil und bei *Echidna*, aber nicht bei Schildkröten und Schlangen.

Sie sind wie echte Perlen aus lauter radialen Kristallnadeln zusammengesetzt und erscheinen durch den Widerstand der Unterlage unten meist deformiert. Dadurch können die Mammillen wie Knöpfe oder Warzen aussehen (Fig. 46), beim Kasuar wie cylindrische Zapfen (Bd. I, Taf. 2). Bei Bedeckung der gesamten Oberfläche durch solche Sphäriten liegen diese teils ganz dicht aneinander, nur kleine Lücken zwischen sich lassend, teils in etwas größeren Abständen mit entsprechend größeren Zwischenräumen, wie dies aus unseren Tangentialschliffen gleich über der Schalenhaut deutlich hervorgeht (Taf. 5, Fig. 31). In weiter nach außen liegenden Schliffebenen ergeben sich die Figuren 32 und 33 auf Tafel 5.

Die Zwischenräume zwischen den Mammillen sind beim Haushuhnei oft so groß, daß die größten schon von außen dem bloßen Auge als helle Fleckchen sichtbar werden, wenn man frische Eier oder Eischalen durchleuchtet. Beim Entenei sieht man davon weniger, weil hier die Mammillen dichter stehen, die Lücken kleiner sind. Daher können Enteneier ohne Schaden länger unbedeckt bleiben als Hühnereier.

II) Prismen. Die Sphärite haben das Bestreben, konzentrisch weiter zu wachsen, und schmiegen sich bei ihrem Größerwerden so eng aneinander, daß nach oben (außen) hin die Lücken vollständig verschwinden (Taf. 5, Fig. 32 und 33). Das weitere Wachstum kann sich nunmehr bloß noch nach oben entwickeln, nicht mehr seitwärts (Fig. 34 und 35). Dabei aber behindern sich die benachbarten Sphärokristalle derart, daß von ihnen nur ein Teil der aus Bündeln von Kristallnadeln zusammengesetzten Säulen wirklich weiter wächst und dabei wegen der Einengung von allen Seiten die Gestalt von Säulen, **„Prismen“** (in morphologischem, nicht kristallographischem Sinn) annimmt, die meistens von innen heraus konisch geformt sind (Taf. 5, Fig. 36) und nach außen so eng miteinander verschmelzen, daß unter gewöhnlichen Umständen auch bei stärkeren Vergrößerungen nichts mehr von dem Kristallaufbau erkennbar bleibt, außer einer ungefähr parallel zur Eioberfläche verlaufenden **Querstreifung** durch helle und dunkle Linien, von denen einzelne Stellen gelegentlich als eingelagertes Pigment erkennbar werden können (Unterflecke). Ferner sieht man da und dort radiale **Längsstreifen**, anscheinend seitliche Grenzen der einzelnen Säulen. Die dunklen Stellen können Spuren organischer Einschlüsse (Matrix) und Gas sein, die in rhythmischem Wechsel konzentrisch oder radial eingelagert wurden, oder sie sind nur sichtbar gewordene Wachstumsgrenzen der Prismen. Die konzentrischen Linien hält man für geradlinig, weil so winzig kurze Kreislinien am Prisma mit wachsendem Durchmesser immer mehr geradlinig erscheinen, während im Anfang die entsprechenden Strecken wegen des kleineren Radius als deutliche Kreisbögen erkennbar bleiben.

Im außergewöhnlichen Fall unserer Figuren 37 und 38, wo einmal **abnorm starke, isolierte Prismen** erwuchsen, sind die in Rede stehenden konzentrischen Linien bis an die Oberfläche heran

TAFEL 5

Eischalenschliffe von Straußen und eines Häherkuckucks

Fig. 31 (links oben). *Struthio camelus.* Tangentialschliff durch die noch getrennt stehenden Mammillen im polarisierten Licht. 125:1. – Schliff: v. Nathusius. Photo: W. J. Schmidt.

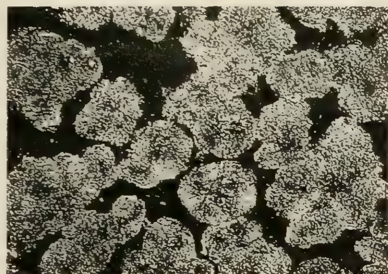
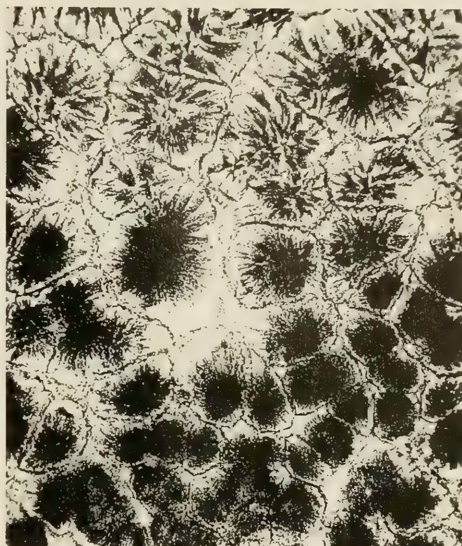
Fig. 32 (rechts oben). *Struthio camelus.* Tangentialschliff durch den unteren bis mittleren Teil der Prismenzone, die aus den zusammentretenden Mammillen erwuchs. 128:1. Die Prismen sind aus keilförmigen Kalkkristallen zusammengesetzt, daher die strahligen Querschnitte. – Schliff: v. Nathusius. Photo: W. J. Schmidt.

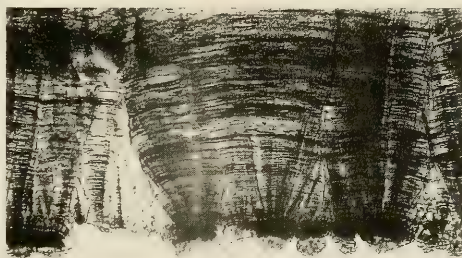
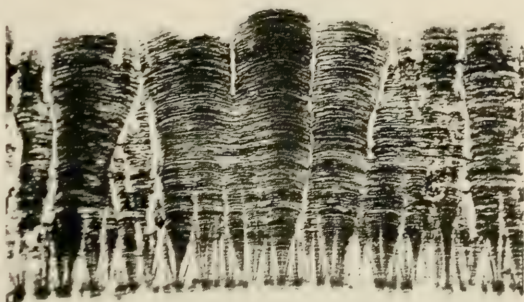
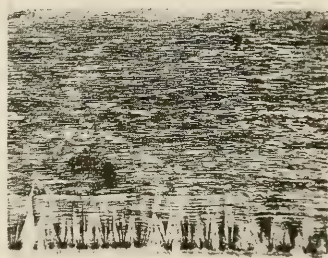
Fig. 33 (linke Mitte). *Clamator glandarius.* Eischalen-Flachschliff. 80:1. Übergang von der inneren in die äußere Prismenzone. Die schwarzen Linien können Querschnitte der organischen Hüllen sein, die den weißen Umrandungen in Tafel 4, Fig. 28, entsprechen. – Schliff: v. Nathusius. Photo F. Moebert.

Fig. 36 (Mitte rechts). *Struthio camelus.* Entwicklung der Prismen aus den Mammillen. 66:1. – Schliff: v. Nathusius. Photo F. Moebert.

Fig. 37 (links unten). *Struthio camelus.* Eischale mit abnorm starken Prismen. 20:1. – Schliff: v. Nathusius. Photo besorgt von B. Ottow.

Fig. 38 (rechts unten). Normale Eischale von *Struthio camelus.* 17:1. – Schliff: v. Nathusius. Photo besorgt von B. Ottow.

Tafel 5. Eischalenschliffe von Straußen und eines Häherkuckucks

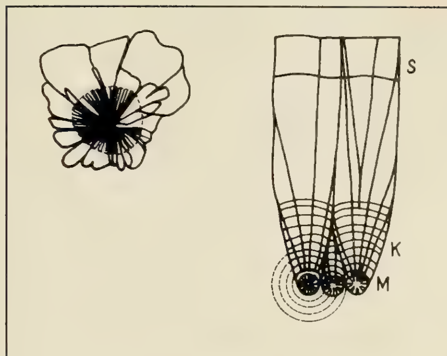


Fig. 34 (links). Alcedo atthis. Ein Baustein (Calcosphärit) der Kalkschale, in Flächenansicht (oberflächlicher Teil der Außenlage abgeschliffen). Mammille feinfaserig sphärokristallin. Von ihrem Mittelpunkt nach oben und seitlich ausstrahlend größere nach außen sich erheblich verbreiternde Kalkkristalle. (Nach W. J. Schmidt 1929).
Fig. 35 (rechts). Schema des Aufbaues der Kalkschale eines Vogeleies in Anlehnung an die Verhältnisse beim Straußenei. Querschliff. k = Keilstücke, M = Mammillen, S = Säulen („Prismen"). (Nach W. J. Schmidt 1929).

aufs deutlichste **gebogen**. Dieses Bild macht wohl auch alles andere klarer, als viele Worte vermögen. Es zeigt unten die dunklen Sphärite (**Mammillen**) mit ihrer konischen Fortsetzung. Wir sehen sodann die durch organische Substanz (Matrix) getrennten, mächtigen Säulen oder **Prismen** mit ihrer scheinbaren Schichtung, da und dort zusammenwachsen unter Einverleibung unterdrückter Gebilde gleicher Art, oder wie manche sich zwar nicht bis oben durchsetzen, aber ihre kräftigen Nachbarn in deren Gestaltung seitlich stark beeinflussen, auch wie aus mehreren Mammillen eine einzige Säule erwachsen kann. Ganz oben entdeckt man auf manchen Säulen Stücke der Glasurschicht, bei Grossfeld (1938, S. 47) irrig als Prismen bezeichnet, und an ihrer Wölbung den sogar bis in die Oberfläche erkennbaren sphäritischen Aufbau (vergl. S. 628).

III) Kristallnatur. Am wichtigsten jedoch ist die Erkenntnis, daß die **Mammille und ihre Fortsetzung, die Prismen, nur ein wenig gestaltlich verschiedene Teile eines und desselben Kristalles sind**, nicht zwei Dinge verschiedener Art, wie man früher annahm. Also, daß die Schalenbausteine radial gerichtete Kristallsäulen sind, nicht Kalkkörnel in konzentrischen Lagen oder in wirren Haufen übereinander, wie Blasius (1867) meinte (Taf. 6, Fig. 39), auch nicht die Schale undurchsichtig machende **Körnel** in einer an sich transparenten Grundbausubstanz nach der Ansicht von v. Nathusius, auch nicht kernlose Kalkkörner in einer ganz strukturlosen Schicht (Szielasko 1913, S. 56), auch nicht, „netzartig verbundene Faserzüge", wie in Stresemanns „Aves" S. 254 zitiert ist, und was eher für die Schalenhaut zutrifft, auch nicht „Schichten aus amorphem Calciumcarbonat" (Grossfeld 1938, S. 47), auch nicht Kalkkristalle, die in den „Zwischenräumen des fibrösen Netzwerks" der organischen Grundsubstanz (Matrix) langsam abgelagert werden (Romanoff 1949, S. 224). Hier müßten ja 96 % Kalk in ein Gerüst von nur 4 % organischer Substanz eingebaut worden sein.

Der Wahrheit ganz nahe kam schon v. Baer, der in seiner Entwicklungsgeschichte 1837 sagt, daß von der Schleimhaut des Uterus eine weiße, zähe Flüssigkeit, sehr ähnlich einem Gemenge von Eiweiß und Kalkmilch, ergossen wird, die auf der Eischalenhaut eine feste Haut bildet, in der allmählich Kalkkristalle anschließen, die dann an Größe und Zahl zunehmen. Ähnlich Seydlitz (1869), der von **Kalkkristallen in organischen Hüllen** berichtet. **Für** solche Hüllen sprechen unsere Mikrophotos, Tafel 5, Fig. 32 (Räume zwischen den Prismen), Figur 28 (weiße Umrahmungen), Figur 33 (schwarze Umrahmungen), Figur 20 (abgelöste Prismen). Dagegen schreibt Schmidt: „Die organische Substanz (ein Keratin) ist nicht in Gestalt von Hüllen beteiligt, vielmehr steckt sie feinst

verteilt in den Kristallen, in Lücken des Kristallgitters, wie man das in ähnlicher Weise von vielen anorganischen Stoffen kennt. Zum Beispiel sind Kalkspatkristalle bekannt, die mehr als zur Hälfte so verteilte Kieselsäure enthalten. Solche Fremdstoffe werden in kleinsten Portionen von dem Kalkspat umwachsen" (W. J. SCHMIDT im Brief 1942). – Derartige Einschlüsse können demnach nicht als Gründe gegen die Kristallnatur der Schalenbausteine geltend gemacht werden. Als solche Einflüsse kann man die dunklen Stellen in den Mammillenquerschnitten auffassen, die BLASIUS als „**Kerne**" anspricht (Taf. 5, Fig. 32). Nach ihm sind sie organischer Natur, da sie, ohne ihre Form zu ändern, übrig bleiben, wenn die Eischale durch Säure entkalkt wird.

IV) Bruchfestigkeit. Aus der Kristallnatur der Schale erklärt sich auch deren große **Härte** und die überraschend hohe **Bruchfestigkeit** des Eies trotz starker Empfindlichkeit gegen Stoß.

V) Schalenänderung durch Bebrütung. Nach ROMANOFF (1949) hält die Eischale des Haushuhns einen Druck von 3,4 kg je cm^2 aus, wobei dieser bei 0,24–0,36 mm Schalendicke (d) proportional von 2,6 bis 5,8 kg zunimmt. Die Schale bricht schon bei 1–2 kg weniger Druck, wenn dieser in der Richtung der Breitenachse erfolgt. Die Beziehung zwischen Eigewicht und Belastungsgrenze zeigen folgende Angaben ROMANOFFS, denen wir die Schalendicken und die relativen Schalengewichte (Rg) beigesetzt haben.

	Eigewicht	Belastung	d	Rg
Poephila guttata castanotis	1 g	0,1 kg	0,05 mm	5,4 %
Colinus virginianus	9 g	1,3 kg	0,18 mm	8,8 %
Phasianus torquatus	30 g	3,5 kg	0,30 mm	9,4 %
Gallus gallus (domesticus)	60 g	4,1 kg	0,36 mm	9,6 %
Meleagris gallopavo	85 g	6,0 kg	0,43 mm	10,0 %
Pavo cristatus	95 g	10,0 kg	0,56 mm	12,5 %
Cygnus cygnus	285 g	12,0 kg	0,74 mm	11,8 %
Struthio camelus	1400 g	55,0 kg	1,97 mm	18,0 %

Bebrütung zermürbt die Schale, teils weil ihr der Embryo Spuren von Kalk entzieht, teils infolge des Gaswechsels, der die Porenkanäle erweitert. Der **Kalkverlust** der Schale beträgt bei einem durchschnittlichen Haushuhnei nach verschiedenen Autoren in 3 Wochen etwa 0,25 Gramm = 5 % des Schalengewichts.

VI) Die Kalkschalenbildung als Kristallisationsvorgang zu erkennen, war AGNES KELLY, schon 1901 geglückt, wenngleich sie weniger von einem einheitlichen Kristall (wie SCHMIDT), als von „Körnchen" spricht, die sie aber als Kristalle erkennt, denn sie berichtet ganz wie SCHMIDT von deren negativ einachsigem Achsenbild im Tangentialschliff bei der Untersuchung mittels des Polarisationsmikroskops. Sie stellte zugleich den alle Eischalen aufbauenden kohlensauren Kalk als **Calcit** (Kalkspat) fest, nicht nur bei Vogeleiern, sondern auch bei den Eischalen der Krokodile und bei den Molluskenschalen. Überall im Grunde die gleiche Struktur, derselbe Aufbau und chemisch dasselbe Material, nur daß dieses bei den Schildkröteneiern nicht Calcit, sondern eine andere Modifikation des Calciumcarbonates, nämlich **Aragonit** (wie der Sprudelstein) ist, anscheinend als einzige Ausnahme im ganzen, hier in Betracht kommenden Tierreich. Bei den Schildkröten und Krokodilen ist übrigens jedes Prisma ein Kristall-Individiuum (Fig. 40, 41), bei Vögeln aber ein als Säule zusammengewachsenes Bündel solcher (Nadeln). Über verschiedene Einzelheiten gehen die Meinungen noch weit auseinander, z. B. wenn KELLY die „Körnchenanlagerung" an den Mammillen als Calciumphosphat, SCHMIDT dagegen als Lufteinschlüsse erkennt, während GROEBBELS (1937, S. 276) nach FROBÖSE (1928) berichtet, daß die Mammillen konzentrisch von degenerierten, abgestoßenen Zellen umhüllt sind, die vom Epithel herrühren. – Die Bezeichnung **„Körnchen"** wird besonders bei den älteren Autoren in verschiedener Bedeutung benutzt, bald im eigentlichen

Sinne als eingeschlossene fremde Körperchen, bald als außen aufsitzende. Teils werden die Mammillen damit gemeint, teils den Prismen- oder Mammillen-Querschnitten entsprechende fiktive Körper, wie solche BLASIUS auch in der „Schwammschicht" sich vorstellte (Fig. 39). – Im Gegensatz zu anderen Autoren sind nach W. J. SCHMIDT (im Brief 1942) die schwarzen Zentren (die „Kerne") der Mammillen, Gaseinschlüsse, **nicht** organischer Substanz. (Fig. 32) „Obwohl solche in den Mammillen reichlicher vorhanden ist, als in der übrigen Schale, läßt sie sich im kalkhaltigen Zustand nicht wahrnehmen". – Was wir heute **„Prismenzone"** nennen, bezeichnete BLASIUS als „äußeres Blatt der eigentlichen Kalkschale", LANDOIS aber schuf dafür den irreführenden Namen **„Schwammschicht"**, den man ausmerzen sollte. Er hat zu Mißverständnissen geführt, so bei V. REICHENAU (1880, S.72) und bei MARSHALL (1895, S. 404), die beide die Kalkcuticula irrig für die Schwammschicht hielten, sogar REY. Ein ähnlicher Irrtum bei GROSSFELD (1938, S. 47/48), die Teile der zersprungenen glasigen Cuticula bei *Struthio* sind nicht die Prismen.

Wie BLASIUS arbeitete LANDOIS statt mit Dünnschliffen mit **entkalkten** Eischalen, um sie für das Mikroskop durchsichtig zu machen und die „Kerne" zu zählen und zu messen. Die dabei benutzte Säure verwandelte die Kalkschale in eine fast formlose weiche Masse, von Kohlensäure-Blasen durchsetzt. Das so entstandene Schwamm-ähnliche Kunstprodukt führte zu jenem irreführenden Namen. – Die Mammillenzone nannte BLASIUS „inneres Blatt der eigentlichen Kalkschale" oder **„Kernschicht"**, weil er nur in dieser Zone seiner „Kalkkörperchen" (gemeint sind hier die Mammillen) organische Kerne sah, welche V. NATHUSIUS für Kohlensäurebläschen erklärte. Er sagt (1868, S. 247): „Schon ehe ich Schalenschliffe kannte, welche auf das Bündigste beweisen, daß diese Hohlräume auf keine präexistierende Struktur zurückgeführt werden können, wurde mir ihre Eigenschaft als Artefakte dadurch wahrscheinlich, daß sie bei verschiedenen Präparationen derselben Schale, ja bei verschiedenen Fragmenten desselben Präparates in Zahl und Größe die beträchtlichsten Abweichungen zeigten." Dagegen wendet sich nun wieder KUTTER (1880, S. 167), der sich an Hand von solchen Präparaten überzeugte, daß diese zelligen oder zellenähnlichen Strukturelemente **keine** blasenförmige Hohlräume sind, vielmehr durchaus substanzielle Gebilde, übrig geblieben bei der vorsichtigen Entkalkung durch Säure und vollkommen gleichend den Mammillenquerschnitten in den v. NATHUSIUSschen Tangentialschliffen (Taf. 5, Fig. 32). – Auch LANDOIS' **„Uterindrüsenschicht"** ist nichts anderes als die Mammillenzone der Kalkschale. LANDOIS hielt die organische Grundlage der Mammillen für losgelöste Uterindrüsen, was sich als Irrtum erwies. – Eine solche Vorstellung führte zu dem ganz falschen Bild, welches BLASIUS in seiner Dissertation (1867) vom Querschnitt der Schale gibt, als wären deren Bausteine bunt übereinander liegende Haufen von z. T. einen Kern umschließenden Kalk-Klümpchen, ein Fantasiegemälde, entstanden aus der irrigen Annahme, die gesamte Schale sei aus Gebilden wie die Mammillen („Körnchen") zusammengesetzt (Fig. 39).

VII) Die Außenseite der Kalkschale. Die **Oberfläche** ist bei vielen Vogeleiern ganz glatt, bei den meisten aber erscheint sie nur dem unbewaffneten Auge bei flüchtigem Hinsehen so. Unter der Lupe zeigt sie sich feiner oder gröber differenziert durch das sogenannte **Korn** oder die **Textur**, nebst den Poren, worüber unter besonderer Überschrift berichtet wird (S. 641). Das gleiche gilt für die damit zusammenhängende **Oberhaut** (Cuticula), welche bei den meisten Vogeleiern eine äußere Deckschicht darstellt und von sehr verschiedenem Charakter sein kann. Sie ist, wie schon das Eiweiß, die Schalenhaut und die Kalkschale es sind, ein Sekret, ein akzessorisches Gebilde. Nur die Dotterkugel entstammt dem Eierstock, alle anderen Teil des Eies werden vom Eileiter und Eihalter geliefert. Gegen diese heute allgemein anerkannte Auffassung der Sachlage hat W. v. NATHUSIUS sein Leben lang gekämpft, ohne sich durchzusetzen. Nach ihm ist die Kalkschale kein Sekret, sondern ein Organismus, entstanden durch Wachstumsvorgänge von innen heraus, als ein Entwicklungsprodukt der ursprünglichen Eizelle (bzw. der Dotterhaut). Gestützt auf ein mehrere Jahrzehnte hindurch an Hand von über 1500 selbst angefertigten Dünnschliffen betriebenes Studium der „Hüllen, welche den Dotter des Vogeleies umgeben", sowie anderer Gebilde und dessen, was damit irgendwie zusammenhängt, hat er sich, wie wohl kein zweiter, eingehend mit diesen Fragen beschäftigt.

Mit seinen Ansichtsgegnern hat er sich in einem reichen Schrifttum auseinandergesetzt, unsere Kenntnisse ungemein befruchtend, auch durch seine Herausforderung des Widerspruchs von Seiten anderer bedeutender Kenner und Erforscher der Vogeleier, wie Blasius, Landois und Kutter, um nur die ältesten seiner Zeitgenossen zu nennen, oder wie Kelly, Clevisch, Wickmann, Giersberg und Schmidt in neuerer Zeit. Bei meiner freilich bloß mehr oder weniger flüchtigen Durchmusterung von etwa 200 seiner besten Präparate, von denen 350 die Eischale betreffen, mußte auffallen, daß sie sich hauptsächlich auf **Tangentialschliffe** bezogen, um die „Körnchen" zu studieren, wie es Blasius tat. Er, Landois und Blasius suchten durch Auszählen und Messung der organischen „Kerne" in den „Körnchen", die in Wirklichkeit Mammillen- und Prismen-Querschnitte waren, spezifische oder doch wenigstens generelle Unterscheidungsmerkmale zu finden, eine Methode, die so gut wie gänzlich versagte, schon wegen der Variation der Durchmesser der z. T. konischen Mammillen am selben Ei und in verschiedenen Niveaus (Taf. 5, Fig. 36). Die als Dünnschliffe so viel schwieriger zu erzielenden **Radialschnitte** fielen besonders bei den kleineren Arten meistens zu dick aus, als daß sie strukturelle Unterschiede mikroskopisch zu erkennen ermöglicht hätten, geschweige den kristallischen Aufbau. Man sieht dann fast nichts als helle Mammillen und darüber ein nicht differenziertes, undurchsichtiges schwarzes Band als die übrige Schale (Prismenzone), höchstens die obere Kante bei manchen Arten ein wenig aufgehellt (Cuticula). Dabei fand ich das mir am lehrreichsten erscheinende Präparat von einem Straußenei mit abnorm starker Entwicklung der Prismen, wiedergegeben in unserem auf S. 622 schon erwähnten Bild (Taf. 5, Fig. 37 und 38), welches den Zusammenhang zwischen Mammillen- und Prismen-Zone und den Aufbaucharakter handgreiflich deutlich zeigt.

Die Photographie dieses Präparates, welche Professor Dr. B. Ottow höchst dankenswert für mich besorgte, war nach mehreren vergeblichen Versuchen erst mittels infraroten Lichtes gelungen. Leider fand sich keine Stellungnahme durch v. Nathusius selbst zu diesem interessanten Objekt. Zeichnungen benutzte er anscheinend viel mehr als Photos, von denen er aber 1879 eine Anzahl der Deutschen Ornithologischen Gesellschaft vorlegte, leider ohne weiteres Interesse dafür zu finden. An solchen zu dicken, daher undurchsichtigen Schliffen kann auch die polarisationsoptische Untersuchung nichts von der Kristallnatur der Schale verraten. Dieser Umstand mag dazu beigetragen haben, daß unser Forscher von seiner irrigen Überzeugung nicht abging, welche die Kristallnatur bestritt.

VIII) Auflagerung und Überschale der Kalkschale. War bisher von der Kalkschale in ihrer **einfachsten** Form als einer einzigen Lage von Sphärokristallen die Rede, wie wir sie bei den kleinen und den relativ dünnschaligen Eiern (Rg bis 6,5 oder 7,0 %) finden, besonders auch bei den meisten glatten, hochglänzenden weißen, z. B. der Eisvögel, Bienenfresser, Spechte, Tauben und bei den bunten der Tinamiden, so ist damit bei manchen Arten, etwa mit Rg = 7 % und mehr, der Aufbau noch nicht beendet. Über jene Lage breitet sich nämlich oft eine zweite, die ich als **Cuticula** im weitesten Sinn dieses Begriffs bezeichne, und über die nachfolgend besonders berichtet wird. Hier sei zunächst nur gesagt, daß sie manchen Arten ganz fehlt, bei anderen auf sechs verschiedene Weisen ausgebildet sein kann und häufig für die „eigentliche" Schale gehalten wird, statt für eine besondere Auflagerung. Nicht gemeint sind hier **abnorme Kalkauflagerungen**, wie sie zuweilen vorkommen. So bei zwei Waldkauzeiern (*Strix aluco*) meiner Sammlung, die über und über dicht besetzt sind mit winzigen Kalkkügelchen. Dagegen gehören z. B. vom rauhschaligen Kasuarei hierher die glasig glänzenden Auflagerungen. Ähnliche Rauhschaligkeit kann jedoch ihren Grund auch darin haben, daß viele der die Schale bildenden Prismen über das Niveau der übrigen hinauswuchsen, wie das regelmäßig der Fall ist bei den Eiern von *Crax*, *Oxyura* und *Turdoides bicolor*. Diese **Rauhigkeitskörnel** sind also Prismenköpfe, Bestandteile der normalen eigentlichen Kalkschale, **keine** Auflagerungen. Abnorme **solche** aber sieht man stärkst ausgebildet auf dem Radialschliff einer Putereischale bei v. Nathusius, wo kleine Kalkkugeln verschiedener Größe **vierfach** übereinander gehäuft sind, nur locker verkittet (Mikrophoto in meiner Sammlung). Es sind offenbar perlartige Gebilde aus radialen Kristallnadeln, wie man sie einzeln oder in Gruppen besonders bei dickschaligen Eiern findet, z. B. bei den Eulen, jedoch keineswegs für irgendeine Art oder

Familie charakteristisch. Es können aber auch rundliche, kompakte Kalkkörperchen mit dunklen (organischen?) Kernen sein (Taf. 6, Fig. 42).

Nicht unerwähnt bleibe ein merkwürdiger Fall von scheinbar normaler, in Wirklichkeit ganz abnormer **Oberschale**. Eine mir durch Dr. PAUL HENRICI überwiesene **Gänseeischale vom Nil** trägt eine drei mm dicke **Überschale** aus reinem kohlensauren Kalk ohne organische und phosphatische Beimengung, ohne Poren, sonst ähnlich sphärokristallisch aufgebaut, wie eine normale Eischale (Taf. 6, Fig. 43). An den Bruchkanten erkennt man die Kristallsäulen infolge ihrer Größe schon mit bloßem Auge, genauer und handgreiflich im Dünnschliff (Taf. 6, Fig. 44), wo diese, ausgehend von auffallend kleinen Mammillen, sich erst konisch, später als parallele Säulen nach außen hin entwickeln, die Gestalt einer Zuckerrübe mit spitzem Wurzelansatz zeigend. Die weniger rundlichen Mammillenköpfe sind abweichend, kaum Sphärokristalle (Sphärite) zu nennen, wohl weil ihnen mangels einer Schalenhaut organische Kristallisationszentren fehlten. Bei der großen Dicke des Objekts sieht man die sonst geradlinig erscheinenden Querlinien ganz auffallend als Kreisbögen, wie sie dem Sphärokristall entsprechen. Schön deutlich ist auch die Unterdrückung und Verdrängung einzelner Säulen durch benachbarte. Über die Entstehung dieser Überschale als Sinter im Wasser kann nicht der geringste Zweifel walten, so daß ihr Kalk nicht Calcit, sondern Aragonit sein wird. Die Oberfläche des Gänseeies hat wie eine Schalenhaut gewirkt. Um eine fast regelrechte Eischale zu bilden, war also kein Vogelkörper, kein Uterus nötig. Dr. W. J. SCHMIDT (1934) widmete dem Fall eine mit sechs Abbildungen geschmückte Abhandlung, aus der unsere beiden Abbildungen (Fig. 43 und 44) stammen.

d) Farbe und chemische Zusammensetzung des Schalenkalks. In der Regel erscheint die Schale **reinweiß** wie der sie aufbauende Kalk. Sie kann aber von unsichtbar fein verteiltem, meistens blaßgelb-bräunlichem Farbstoff durchsetzt sein, dessen Einfluß erst im durchscheinenden Licht erkennbar wird. **Blau** ist der Schalenkalk bei *Podiceps, Plegadis, Phalacrocorax, Sula*, auch bei den meisten *Ardea*, bei *Crotophaga, Guira* u. a. **Rote** Schalen haben *Cettia, Urosphena, Chthonicola* und manche *Megalurus* durchgefärbt. Bei anderen liegt die Farbe nur an der Oberfläche. Zuweilen sind bloß die Mammillen oder schmale Zonen über ihnen **hellgrün**, wodurch dann auch die **weiße** Schale grün durchscheint. So bei *Tetraogallus tibetanus, Alectoris* und einigen anderen Hühnern, bei *Ibidorhyncha* und besonders bei den Greifvögeln (ohne alle Falken). Im Gegensatz zur äußeren Färbung zeigt sich innen **grün** z. B. bei den weißen Eiern der Pinguine, Flamingos, Tölpel (*Sula*), bei braunen der Möwen und bei *Gymnogenys* (der also trotz seines rotbraunen Eies vom ausgesprochenen Falken-Charakter kein Falke ist) und bei manchen Tinamiden. Einzelheiten werden im Systematischen Teil bei vielen Arten angegeben. Dort auch ein merkwürdiger Fall von Pigment auf Mammillenköpfen bei *Cariama cristata*. Beim Teil der **Coracii- und Piciformes**, wenn nicht bei allen, ist die Eischale bloß scheinbar weiß und undurchsichtig, tatsächlich aber blaß weißlichgrau, wachs- oder hornartig transparent. Man sieht das schon von außen, wenn die weiße Schalenhaut abgeplatzt oder stellenweise durch Insektenfraß zerstört ist. So von mir beobachtet bei den **Alcedinidae, Todidae, Capitonidae, Galbulidae, Picidae.** – Weiteres siehe Seite 682 (Innenfarbe).

Über die **chemische Zusammensetzung** der Kalkschale bringt HEIM DE BALSAC (Alauda 1931) eine Reihe von Analysen mit bei den verschiedenen Arten nur wenig schwankenden Zahlen. Nach dem Durchschnitt aus seinen Angaben und denen anderer Forscher fand sich Calciumcarbonat 89–97 %, Magnesiumcarbonat etwa 2 %, Calciumphosphat 0,3–2 %, Magnesiumphosphat 0,12–0,36 %, Organische Substanz (schwefelhaltiges Keratin) 2–6 %, dazu Spuren von Silicium besonders beim Strauß, bei Seeschwalben und Greifvögeln. Viel organische Substanz bei *Larus argentatus* (6,3 %), wenig beim Strauß (3,3 %), was sich auch im hier stark verschiedenen spezifischen Gewicht auswirkt (1,89 : 2,35). Die Schalenhaut enthält neben organischem Stoff etwas Schwefel und Spuren von Arsen. Wassergehalt frischer Schalen bis 3 %. – Über das **spezifische Gewicht** der Eischale berichtete ein besonderer Abschnitt im Teil B, Seite 116. –

ROMANOFF (1949) bringt in seinem Standardwerk „The Avian Egg", Seite 310–489, eine Menge chemische Analysen und physikalische Angaben. So die nebenstehende Zusammenstellung über die **hauptsächlichsten mineralischen Verbindungen** in Prozenten **der Gesamttasche der Eischalen.**

Prozente der Schalen-Asche bei	Calcium-karbonat	Magnesium-karbonat	Calcium-phosphat
Strauß	97,37	1,88	0,75
Fasan	97,88	1,43	0,69
Haushuhn	98,43	0,84	0,73
Ente	98,60	0,88	0,52
Gans	98,76	0,49	0,75
Eisvogel	98,84	0,44	0,72
(Mittel	98,32	0,99	0,69)

Winzige Mengen von Eisen und Schwefel blieben dabei unbeobachtet. Natürlich ebenso die nur in je einigen Tausendstel Milligramm nachgewiesenen Spuren von Arsen, Jod, Blei, Molybdän und die noch kleineren Spuren von Mangan, Barium, Chrom, Kupfer, Lithium, Silicium, Silber, Strontium, Titan, Uran, Vanadium und Zink. Von den bekannten Elementen wurden 35 im Vogelei durch eine Reihe von Forschern nachgewiesen, meistens jedoch nur spektroskopisch. – Die Schale des Haushuhneies enthält 1,6 % Wasser, 3,3 % organische Substanz (Proteine) und 95,1 % anorganische Stoffe.

Die grünen, emailleartigen Auflagerungen bei den auf Seite 636 erwähnten Enteneiern, die grüne Körnelglasur der Kasuareier (Seite 637) und die weißen Lackkleckse bei den Frankolinen und Wachteln (Seite 638) sollten einmal chemisch untersucht werden, da allein nur diese bei Befeuchtung durch Salzsäure **nicht** aufbrausen, also offenbar keine Kohlensäure enthalten, im Gegensatz zu allen eigentlichen Kalkschalen.

4. Die Oberflächengestaltung beim Vogelei

a) Die Cuticula (Oberhäutchen) (vergl. S. 627). Wie nach innen durch die Schalenhaut, so ist die Kalkschale nach außen durch die **Cuticula** abgeschlossen, welche in 6 recht verschiedenen, aber z. T. ineinander übergehenden Gestalten auftritt und nur bei wenigen Arten, wenn überhaupt, fehlt. Wir fassen ihren Begriff für das Vogelei erheblich weiter als sonst üblich und verstehen darunter alles, **was über die kristallische Oberfläche, also die Prismenköpfe hinaus noch zur Eischale gehört**. Das aber kann sein:

TAFEL 6

Schnitte und Schliffe von Schildkröten-, Strauß-, Pelikan- und Gänseeiern.
Überschale auf einem Gänseei

Fig. 39 (oben links). *Struthio.* Falscher Querschnitt durch eine Straußeneischale. (Nach R. Blasius 1867).

Fig. 40 (Mitte oben links). *Geomyda* spec. aus Brasilien. Schildkröte. Querschnitt durch die Eischale. 65:1. Ganz anderer Aufbau aus nur einer einzigen Lage von Aragonit-Sphärokristallen. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt.

Fig. 41 (Mitte oben rechts). *Amyda gangetica.* Indien. Schildkröte. Querschnitt durch die Eischale. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt.

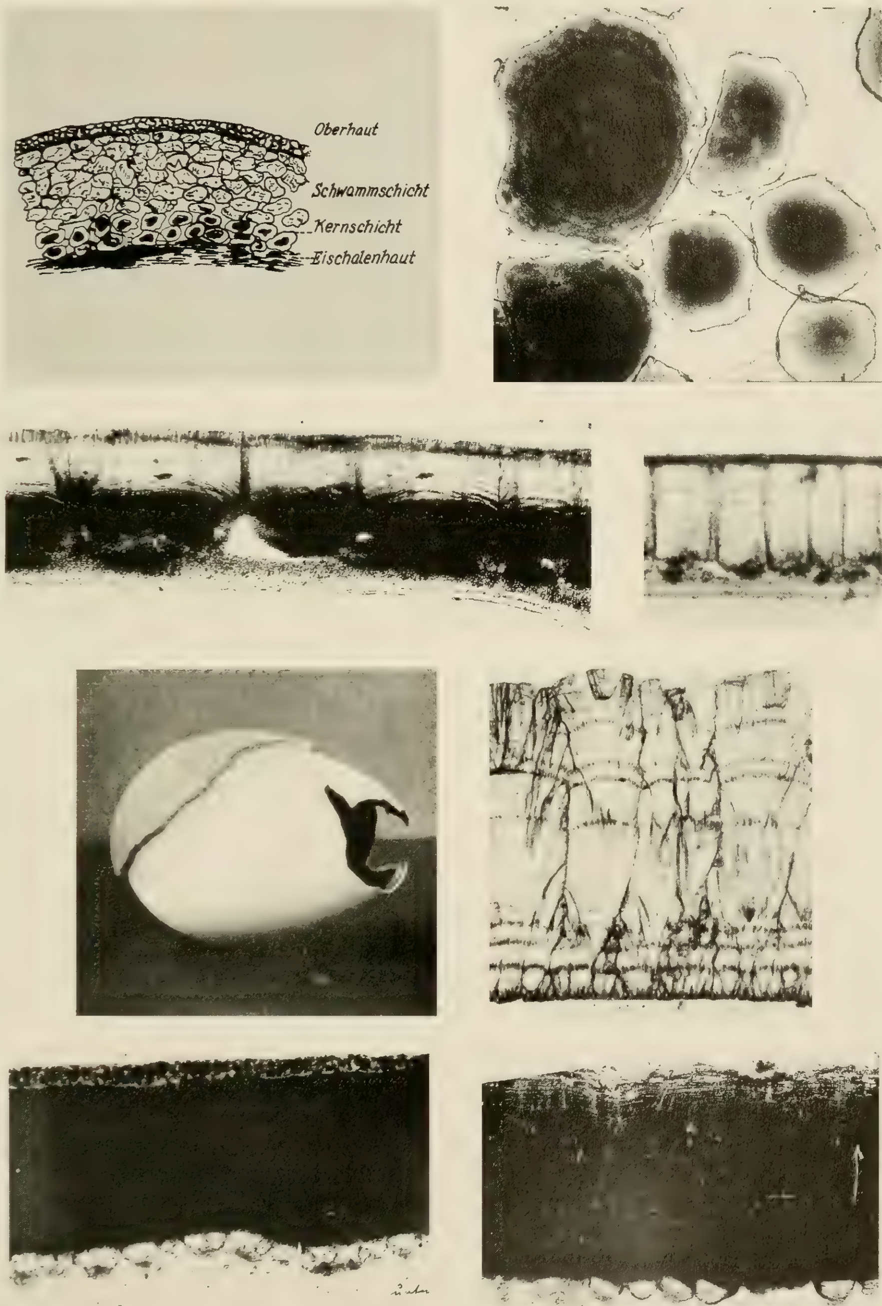
Fig. 42. (oben rechts). *Struthio camelus.* Körnel (Sphärolite) mit organischem Kern (Gaseinschlüsse?) auf einer Eischale. 12:1. – Schliff: v. Nathusius. Photo F. Moebert.

Fig. 43 (Mitte unten links). *Anser anser.* Kalksinter-Überschale auf einem Gänseei. 0,5:1. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt 1934.

Fig. 44 (Mitte unten rechts). *Anser anser.* Querschliff durch die Gänseei-Überschale (siehe Fig. 43). 15:1. Struktur wie bei anderen Eiern, zum Teil nur *ein* Prisma aus mehreren Mammillen. – Schliff und Photo: W. J. Schmidt 1934.

Fig. 45 (unten links). *Pelecanus crispus.* Querschliff durch die Eischale. 50:1. Mammillen unregelmäßig geformt. Prismenlage undurchsichtig. Cuticula aus in organischer Grundsubstanz eingebetteten Kalkkörnchen. – Schliff: v. Nathusius. Photo: F. Moebert.

Fig. 46 (unten rechts). *Phoenicopterus ruber roseus.* Querschliff durch die Eischale. 50:1. Die kugeligen Mammillen zeigen zum Teil deutlich ihren radial strahligen Bau. Prismenlage fast undurchsichtig. Die kreidige Cuticula zeigt keine Struktur. – Schliff v. Nathusius. Photo: F. Moebert.



Tafel 6. Schnitte von Schildkröten-, Strauß-, Pelikan-, Flamingo- und Gänseeiern. Überschale auf einem Gänseei

I) Die *Schleimcuticula*, eine sehr dünne, strukturlose, pigment- und kalkfreie Membran, das **„Oberhäutchen"**, das GIERSBERG für ein geronnenes Sekret aus dem Eiweißteil des Eileiters erklärt, welches ganz zuletzt noch auf die fertige Schale im Uterus gelangt. FURREG (1931) erkennt an der gleichartigen Rotfluoreszenz des Uterus-Inneren und der Cuticula die Herkunft dieser aus dem Uterus. Unter dem Einfluß des Sonnenlichts geht die Rottönung später verloren, nicht aber die Cuticula. Sie ist in der Regel unsichtbar farblos, also in solcher Gestalt erst bei genauerer Untersuchung, Ablösung oder Ätzung erkennbar. Während LANDOIS diese feine Haut als von kleinen Löchern siebartig durchbrochen schilderte, konnte CLEVISCH keinerlei Öffnung in ihr finden. Die Cuticula überdeckt die Porenmündungen und dringt in diese ein, sie durch Quellung verschließend. Der Gaswechsel erfolgt durch Diffusion bzw. Osmose. Feuchtigkeit der Oberhaut hindert dabei nicht, wie CLEVISCH im Gegensatz zu v. NATHUSIUS feststellte. – Vielleicht identisch mit derartiger Cuticula oder mit dem äußeren Teil einer solchen ist m. E. der eingetrocknete **Schleim-Überzug**, der beim Anfeuchten, z. B. beim Reinigen einer Eischale, klebrig wird, sich abwischen läßt und sich nur im Uterus angesetzt haben kann. Er dient offenbar dem Zweck, das Ausstoßen des Eies durch Schlüpfrigkeit zu erleichtern.

Die Oberhaut ist bei Enten, Tauchern und anderen Wasservögeln mit merklichen Spuren von Fett oder Öl durchsetzt. Aber auch bei weitaus den meisten anderen Eiern nimmt die Oberfläche kein Wasser an, wahrscheinlich wegen winzigster Fettspuren. Denn anscheinend haben überhaupt alle Eier einen solchen dünnen Überzug, auch bei den folgenden Modifikationen der Cuticula. Soweit ausschließlich **nur** dieses Oberhäutchen vorliegt, gehören hierher alle Eischalen, bei denen das **Korn** wenigstens unter der Lupe deutlich erkennbar ist, und das sind die meisten. Ausnahmen bilden eigentlich nur die folgenden Fälle.

II) Pigmentcuticula. Bei *Tetrao, Lagopus, Dendrortyx, Lophortyx, Pucrasia, Lerwa, Tragopan, Meleagris* und anderen Hühnern besteht die oft schon mit bloßem Auge als solche zu erkennende Cuticula aus einer ganz oder nahezu kalkfreien hellbräunlichen Haut, welche dunkelgelbbraune Flecke verschiedener Größe enthält und hier den **alleinigen Träger der Eifärbung** darstellt. Die Flecke sind anscheinend nur Verdickungen, Zusammenballungen der Haut. Diese sitzt bloß lose auf und ist, wenn frisch, leicht abwaschbar. Nicht selten ist die Haut stellenweise zusammengeschoben und läßt dann da die weiße, eigentliche Kalkschale sehen. Die Eier dieser Kategorie besitzen niemals Unterflecke, weil es hier unter der Cuticula und innerhalb der Kalkschale überhaupt kein Pigment gibt. Wo solches aber bei anderen Arten vorliegt, wird man besonders bei sehr reichlicher Außenfärbung (Fleckung) ebenfalls auf eine solche Pigment-Cuticula schließen dürfen, wie sie z. B. bei den Falkenarten, auch bei *Pernis* in der Regel, vorliegt, hier seltener gefleckt als vielmehr vollkommen mit rotbraunem Pigment getränkt, so daß die Schalen wie mit Farbstoff über und über beschmiert erscheinen. Das gilt auch für die kleinen, wie purpurschwarz angestrichen aussehenden Eier von „*Cyanerpes?*" (Bd. III, S. 300) und ähnliche. – Hier ist die Oberhaut z. T. noch dünn genug, um Korn und Poren wenigstens manchmal erkennen zu lassen. Bei *Alectoris, Pavo, Numida* erscheinen die Poren infolge Einsenkung und Verdichtung der Cuticula oft dunkler als die Grundfarbe, so besonders bei den Straußen aus Süd- und Ostafrika.

Die folgenden weiteren Cuticula-Kategorien (**Kalkcuticula** im weitesten Sinn) enthalten im Gegensatz zu den vorigen mehr oder weniger Kalk. Sie machen daher das Korn der eigentlichen Kalkschale und die Poren unsichtbar, können aber glatt und glänzend oder auch matt und rauh erscheinen. Im letzten Fall kann auch die Cuticula ein „sekundäres Korn" haben, nicht zu verwechseln mit dem dann völlig verdeckten, unsichtbaren Korn der „eigentlichen" (kristallischen) Kalkschale.

III) Lederhaut. Wegen ihrer äußerlichen Ähnlichkeit mit der Oberhaut von Leder nenne ich Lederhaut die glatte Cuticula, bei manchen Anatiden, besonders bei den **rahm**farbenen *Cygnus, Dendrocygna, Biziura,* u. a. bei *Centropus* und anderen weißen Eiern der selbstbrütenden Kukkucke (*Piaya, Geococcyx, Rhopodytes, Ceuthmochares*), sowie bei *Podiceps, Anhinga, Spheniscus* und *Pelecanus*. Hier ist eine leimähnliche Grundsubstanz stark mit Staub oder kleinen Körnchen

von Kalk durchsetzt, auch mit gröberen und sehr stark bei *Pelecanus* (Taf. 6, Fig. 45), aber **nicht** so kreidig abfärbend wie bei *Phoenicopterus* (Fig. 46). Die Oberfläche beim Pelikanei ist hier glatt und kann glänzend werden. Sie bleibt **dauernd** ein allseitig geschlossener Überzug, bei *Centropus* kalkig, bei *Podiceps* mehr pergamentartig. Korn und Poren unsichtbar. Bei noch stärkerem Kalkgehalt ändert sich das Bild mit Übergängen schon bei *Pelecanus* wie folgt.

IV) Kalkcuticula (im engeren Sinn). Die bindende Substanz tritt zurück. Die weiße, amorphe Kalkschicht zeigt sich unmittelbar und erreicht, offenbar breiig aufgetragen, oft bedeutendere und ungleichmäßigere Dicken als die Häute unter I)–III). Bei *Megapodius* ist sie noch sehr dünn, ursprünglich weiß bis leicht gelbgrau oder rostrot getönt und ganz gleichmäßig aufgelagert, bei *Fregata* weiß ebenso, oft jedoch ungleichmäßig verteilt, manchmal nur in Spuren wie bei *Daption*, am dicksten bei manchen Eiern von *Pelecanus*, die dann wie roh mit Kalkbrei unregelmäßig beschmiert aussehen, anscheinend ohne schleimiges Oberhäutchen, matt kalkweiß. Es gibt aber auch bei dieser Gattung Eier mit glänzender Lederhaut, die ja nur eine kalkärmere Modifikation der Kalkcuticula ist. Recht dicke, meistens geschlossene, fest anhaftende Kalkkrusten finden wir bei *Sula*, zum stellenweisen Abplatzen neigende bei *Phalacrocorax* und *Crotophaga*, bei dieser besonders aufallend, weil da die ziemlich dunkle **blaue** eigentliche Kalkschale schon in den Kratzspuren zutage tritt. Aber die seltsamste Gestaltung der Cuticula zeigt *Guira*, wo sie die ganze Oberfläche umspannende netzartige, reinweiße, meist zusammenhängende Züge aus Kalkklecksen und flächenhaften Kritzeln bildet, die wie ein weißes Häkelmuster auf tiefblauem Grunde anmuten und sehr fest anhaften. Merkwürdigerweise scheint die sonst den amorphen Kalkstaub bindende Substanz bei *Phoenicopterus* fast zu fehlen oder schnell zu vergehen, denn die Schale färbt beinahe wie Schreibkreide ab, was bei den übrigen Arten mit Kalkcuticula nur bei sehr alten Eischalen und auch dann bloß ausnahmsweise vorkommt. So gesehen bei *Sula capensis* und *Anhinga rufa* im Britischen Museum und bei *Eudyptes chrysolophus* im Dresdener. – Bei manchen Autoren (S. 627) und in Brehms Tierleben (1911 Vögel I, S. 21) wird die Kalkcuticula irrig als „Schwammschicht" bezeichnet, worunter man aber die kristallische Prismenzone versteht.

Die relativ weiche Lederhaut und die lockere Kalkcuticula sind saugfähig. Daher findet man in ihnen nicht selten gelbliche, bräunliche oder rötliche Flecke oft großer Ausdehnung, die nichts mit der eigentlichen Färbung oder Zeichnung der Eier zu tun haben, sondern vom Nest oder aus dem Boden herrühren. Die vollständige **Verfärbung** der Oberflächen besonders bei *Podiceps* (Lederhaut) und bei den meisten *Megapodius* (Kalkcuticula) von weiß in gelb, braun, schwarz im Laufe der Bebrütung erklärt sich auf diese Weise. – **Kratzspuren** in der Lederhaut finden sich häufig bei *Centropus* (Zehennägel groß und scharf) nebst seinen Verwandten und bilden ein gutes Merkmal für diese Gattung, sehr selten bei den manchmal ähnlichen Eiern von *Podiceps*, die sich aber in der Regel schon durch ihre andere Gestalt von jenen unterscheiden (Zehennägel kurz und schwach).

V) Buteo-Cuticula. Eine der Lederhaut ähnliche, nicht ganz glatte, nur bedeutend kalkreichere Modifikation kann man bei *Buteo, Milvus, Neophron* und ihren Verwandten sehen. Wie jene ist sie etwas weicher als die kristallisierte, eigentliche Kalkschale und läßt weder Korn noch Poren deutlich sehen, was sie als Cuticula legitimiert. Aber sie ist härter und reiner weiß als eine Lederhaut, deren glänzende Außenseite ihr fehlt. Ihre Saugfähigkeit ist praktisch Null, so daß eine Verfärbung so gut wie niemals vorkommt, wie auch Kratzspuren nicht zu entdecken waren. Überdies trägt sie fast regelmäßig braune und lilagraue Flecke im Gegensatz zu der immer ungefleckten Gruppe der mit einer Lederhaut versehenen Eier. Daher wird diese **Buteocuticula** als eine solche erst durch näheres Hinsehen und einige Überlegung erkannt. Offenbar breiig aufgetragen ist auch sie, scheint aber dann im Inneren wenigstens teilweise kristallisiert zu sein, obwohl sie außen einen amorphen Eindruck macht (Fig. 57, äußere Zone). Wahrscheinlich kommt sie viel häufiger auch bei kleineren Eiern vor, als nach obigen Beispielen angenommen werden kann. Sie wird leicht verkannt, weil sie gelegentlich ein sekundäres Korn und einzelne Poren zeigt, wie bei den **Spheniscidae** auch. Hier ist zuweilen die Mammillenzone grün gefärbt, die übrige Schale weiß.

VI) Oberschale. Die Existenz einer solchen erkannte ich erst an einem ungewöhnlichen *Numida*-Ei meiner Sammlung (Schönwetter 1932 b). Es handelt sich hier im Gegensatz zu den übrigen Formen der Cuticula, den **nicht** kristallischen, um die vollkommene **Kristallisation** einer Schale auf der eigentlichen **Kalkschale**, ohne daß man am Ende ihrer Entwicklung im Regelfall davon etwas merkt. Bei diesem *Numida*-Ei entwuchs zunächst die gewöhnliche, außen ganz **glatte**, elfenbeinfarbige Prismenschicht, wie sie auch in der Gürtelzone meines Stückes noch sichtbar ist. Auf dieser erheben sich aber winzige Halbkugeln und Kalotten von Punktgröße bis über 1 mm Durchmesser aus reinweißem, emailleartigem Kalk mit Perlglanz, in der Eimitte sehr weitläufig sporadisch verstreut, nach den Enden hin dichter werdend. Dabei fließen durch hinzukommende Kalotten zunächst einige dieser an die „Sternchen" (Kristallhäufchen) großen Schlangeneier erinnernden, halbkugelartigen, stark glänzenden Kalkgebilde erst zu kleinen, dann zu größeren Gruppen zusammen, zwischen denen eine gelbbräunliche, sehr zarte Haut mit Pigmentfetzchen (*Numidaei*-Typ 2) auftritt, von der sich die weißen Perlen als Granulationen scharf abheben, ein **„sekundäres Korn"** bildend, das also **nicht** aus Prismenköpfen besteht. In den Polgebieten rücken diese Gruppen infolge neu dazwischen wachsender Perlen dann aber so dicht aneinander, daß eine vollkommen geschlossene, bloß unauffällig flach gekörnelte Schicht entsteht, die **Oberschale** (Kalkcuticula im erweiterten Sinne dieses Begriffs), die nichts mehr von ihrer Entstehung aus kleinen runden Gebilden verrät. Die Geschlossenheit der Oberfläche ist entsprechend dem gewöhnlichen *Numidaei*-Typ 1 nur noch unterbrochen durch braun ausgefüllte, für *Numida* so charakteristische derbe Gruben, welche zum Teil Porenmündungen enthalten. Diese Gruben sind unzweifelhaft nichts anderes als Lücken, die beim Zusammendrängen der rundlichen weißen Kalkperlen zwischen diesen übrig bleiben, und analog wird man sich die Entstehung der **Porenkanäle** vorstellen können als verbliebene Zwischenräume zwischen den Kristallsäulen, welche die Prismenzone der Kalkschale aufbauen. Jene zunächst isolierten Gebilde stellen also nur einen **Zwischenzustand** dar, aus dem bei manchen Eiern eine äußere, besondere Schicht der Kalkschale, eine **Oberschale** hervorgeht, die dann ohne Kenntnis des Vorgangs für die Prismenlage gehalten wird, wie bei dem erwähnten abnormen Nilgansei und bei Mehrfachschalen. Soweit die Oberfläche dieser Schicht noch Unebenheiten zeigt, sind diese nicht das Korn der Prismenlage, **nicht** entstanden durch über das mittlere Niveau hinaus gewachsene Säulen (wie bei *Crax*), sondern es sind die Unterschiede in den Höhen der zusammengeflossenen Kalkhäufchen, Halbkugeln und Kalotten der äußeren Schalenlage, der **Oberschale**, matt und halbamorph erscheinend bei *Buceros, Fulmarus* und *Macronectes*, glänzend und kristallisch bei *Numida* und *Casuarius*. Auffallend ist bei dem in Rede stehenden *Numida*-Ei **erstens**, daß in der glatten inneren Lage, also in der Prismenzone, Poren kaum zu entdekken sind. **Zweitens**, daß eine Anzahl der rundlichen weißen Kalkauflagerungen in ihrer Mitte eine **Vertiefung** (Porengrube?) tragen und dann im Kleinen ganz ähnlich aussehen, wie im Großen bei Kasuar- und Emu-Eiern die dort grünen und schwärzlichen Auflagerungen, zwischen und unter denen sich eine besondere, poröse Haut befindet. Auch diese Vertiefungen scheinen nur Lücken zu sein zwischen je mehreren kleineren Körneln, die zu einem größeren zusammentraten. Hinzu kommt die etwas größere Widerstandsfähigkeit gegen Säuren bei diesen Auflagerungen, so daß die Analogie für vollständig erachtet werden kann. Die sonst kaum zu erklärenden Glasur-Körnel der Kasuar- und Emu-Eier entsprechen als bei diesen endgültig einem Zustand, der bei anderen Arten (*Numida*) nur eine Zwischenstufe ist und durch weitere Entwicklung zur glatt geschlossenen Oberfläche führt. So bei **glasurartig**, kristallisch aufgetragenem Kalk.

Anders im Falle der äußerlich ähnlichen Erscheinung bei *Guira*, wo der weiße Überzug, breiartig amorph aufgetragen, glutinös gebunden dauernd so bleibt und seine seltsame netzartige Gestaltung anscheinend dem Widerstand verdankt zwischen der Kohäsion des zuerst gleichmäßig verteilten dünnen Kalkbreies und seiner Adhäsion an der kristallischen Eischale. Ähnliche Netzbildungen aus gleichem Grunde kann man bei zu schnell und scharf getrocknetem Ölfarbenanstrich beobachten, wobei ein Zerspringen und Einschrumpfen der glatten Fläche in kleine Teile eintritt und Grundfarbe freilegt. Kohäsion überwand Adhäsion auch auf einer vom Regen „benetzten", mit Ölfarben gestrichenen Fensterbank, wobei Wasserfiguren entstanden, die an Überzüge bei den Eiern des *Guira*kuckucks erinnerten. Ein glänzend grün lackiertes Abfallrohr an meiner Wohnung,

lange dem Sonnenbrand ausgesetzt, erscheint jetzt verblüffend ähnlich wie mit Kasuar-Eischalen bedeckt. Dichte glänzend dunkelgrüne Körnel auf hellem, mattem Grund. Bei den Eiern der **Riesenschlangen** endet die Entwicklung der Schale viel früher, nämlich sobald sich sehr weit auseinander stehende, fast mikroskopisch kleine Kalkkristallhäufchen („Sternchen") auf der pergamentartigen Schale gebildet haben, die ständig weich bleibt und eine Art **Vorläufer** zur Kalkschalenbildung darstellt.

Ein ganz ähnlicher Fall wie bei *Numida* findet sich bei den **Pelecanidae** im Systematischen Teil ausführlich beschrieben. Es handelt sich dort um eine als Prismenlage fertige Schale, der aber noch etwa 18 % des normalen Gewichts fehlen, welche von der durch reichliche Körnel nur angedeuteten Oberschale zu liefern gewesen wären. – Weitere Beispiele und zwar solche mit **fertig** ausgebildeter Oberschale bieten die *Buceros, Macronectes,* und *Fulmarus*-Eier. Hier sind oft in großem Umfang glanzlose, fast amorph erscheinende, dichte rundliche **Kalkhäufchen**, breit gedrückt, einzelne schräg umgelegt, offenbar durch den Druck der Uteruswand. Das beweist, daß diese Körnel anfangs **weich** waren und nicht Bestandteile der kristallischen, eigentlichen Kalkschale sind, sondern eine besondere Schicht (Oberschale) über dieser bildeten. Einzeln stehende Körnel und Lükken zwischen Gruppen solcher machen das noch deutlicher. – Reiche Körnelauflagerung als wohl **krankhafte** Erscheinung kommt bei Arten vor, die keine Kalkcuticula besitzen, so bei einem meiner Lachmöweneier mit erst zur Hälfte entwickelter Schale, und bei zweien meiner Waldkauzeier.

VII) Glasuroberschale. Für besondere Fälle der **Oberschale** halte ich die **Glasurschichten**, die unerkannt anscheinend viel häufiger vorkommen, als gewöhnlich angenommen wird. Zu dieser Vorstellung brachten mich drei seltsame **Hausenteneier** meiner Sammlung, die ich Dr. REY und Dr. MAKATSCH verdanke. Sie wurden bereits durch die Spender im Eierwerk des ersteren, S. 646, und in BzF 1934, S. 231, als gefleckte Enteneier beschrieben, aber ohne die Tragweite dieser seltenen Objekte zu erkennen. Wie bei den sogenannten Ölflecken auf Enteneiern, besonders bei *Somateria*, handelt es sich streng genommen hier gar nicht um eigentliche Flecke im oologischen Sinn (Pigmentklümpchen), sondern um Zusammenballungen von farbiger Cuticulasubstanz, wie auch bei der Pigmentcuticula der *Tetrao*-Gruppe. Zwei der in Rede stehenden Enteneier, die grün werden sollten, tragen auf fein granuliertem, also an sich fertig entwickeltem, ursprünglich grünlichweißem, jetzt ausgeblaßtem Grund sehr weitläufig verstreute, hochglänzende, mitteldunkel grüne Kristallkleckse meist rundlicher Form und von verschiedener Größe. Sie sind z. T. zersprungen, ähnlich den weißen Lackauflagerungen, von denen noch berichtet wird. Statt eine gleichmäßige Glasur der ganzen Oberfläche zu erzeugen, lagerte sich die hier kristallische Cuticulasubstanz sporadisch auf. Den Übergang zeigt das dritte Ei. Abgesehen vom Gebiet um den oberen Pol, erscheint hier die gesamte hellgrüne Oberfläche sehr dicht besetzt mit kristallischen kleinen Fleckchen und Punkten dunkler grüner Farbe, so daß nur noch wenig fehlt an einem normalen vollkommenen Überzug. Daraus ergibt sich **erstens**, daß die Enteneischale aus einer trübweißen eigentlichen Kalkschale und einer grünen, glasigen Oberschale besteht. **Zweitens**, daß die Kalksubstanz der Eischale nicht immer durch und durch gleichgefärbt ist, wie manche meinen. **Drittens**, daß die grün durchscheinende Farbe auch von der äußeren Schalenschicht herrühren kann, nicht nur von der einheitlichen Farbe der ganzen Kalkschale oder von den nur selten gefärbten Mammillen. **Viertens**, daß im Uterus auch farbig glasig kristallisierender Kalk ausgeschieden wird, da solcher nicht zu erwarten ist in der serösen Flüssigkeit, welche das Pigment im Eileiter transportiert. **Fünftens**, daß eine Glasur als besondere, farblose oder gefärbte Schicht auch bei vielen anderen Arten zu vermuten ist wie beim Strauß am stärksten und bei den grauen Falkeneiern im schwächsten Ausmaß, sonst fast immer unsichtbar, unsicher bei den höchst glänzenden Tinamiden-Eiern. Derartige Glasurschichten sind so glatt, daß sie keine Bleistiftstriche annehmen und keine Differenzierung zeigen, außer den Poren.

Mit Salzsäure betupft, zeigen die Glasuren ein mäßiges Aufbrausen der Kohlensäure, lebhafter bei *Struthio* und bei der Pigmentcuticula von *Tragopan* und *Meleagris* (*Tetrao*-Gruppe). Dagegen auffallenderweise **keine** Reaktion bei den grünen emailleartigen Glasurflecken obiger Enteneier, bei *Casuarius* und bei den weißen Kalkauflagerungen der Frankolin- und Wachtel-Eier, sowie bei

den sogenannten Ölflecken mancher Enteneier. Die chemische Zusammensetzung ist hier also eine andere und sollte einmal näher untersucht werden, wie auch die der *Struthio*-Glasur. Sie ist viel widerstandsfähiger, als der Kalk gleich unter ihr. Dieser unterliegt der Korrosion viel stärker, die an den Poren einsetzt und an den Sprüngen der Glasur fortschreitet. Der innerste Kalk ist dann wieder härter, korrodiert weniger, wie aus sehr alten Saharascherben zu schließen ist (Bd. I, S. 5). Den geringsten Widerstand gegen äußere Einflüsse leistet die Mammillenzone, die daher subfossilen Scherben fehlt.

VIII) Schwierigkeiten bei der Cuticula. Über die eigenartigen Oberhäute bei *Upupa* und *Buceros* wurde im Rahmen der Eierbeschreibung für diese Arten eingehend berichtet. Schleiereulen, Tauben, Spechte, Bienenfresser und Eisvögel, u. a. auch Möwen, Alken und Tinamiden besitzen in der Regel keine Oberhaut oder wie die meisten Kleinvögel nur eine kaum bemerkbare, äußerst dünne Schleimcuticula.

Beim Straußenei (*Struthio*) bestreitet Clevisch (1913, S. 17 und 19) das Vorhandensein einer Cuticula, wie auch bei *Rhea, Casuarius und Dromiceius*, weil er **hier** darunter nur das dünne organische „Oberhäutchen" versteht, welches aber v. Nathusius (1868) als auch bei diesen Arten bestehend verficht, m. E. mit Recht. Wir verwenden eben den Begriff „Cuticula" umfassender, so wie es in der Oologie jetzt allgemein geschieht. Deshalb kann man m. E. die von mir zu 0,008–0,018 mm gemessene, die gelbliche Grundfarbe tragende, leicht wegätzbare, härteste Zone zusammen mit der 0,05–0,08 mm messenden übrigen Glasurschicht des **Straußeneies** hierher rechnen. Diese hebt sich im Dünnschliffbild deutlich ab als wasserklare Lage, im Gegensatz zu der angrenzenden, elfenbeinweißen dunkel lamelliert erscheinenden Prismenzone, zeigt aber keine Spur von kristallischem **Aufbau** (Tafel 5, Figur 37, und Band I, Tafel 1, Figur 1, Seite 8, und Band I, Tafel 2, Figur 3, Seite 16), wenngleich sie bei Schliffpräparaten sich zuweilen ablöst oder mit **radialen Bruchkanten** zerspringt. Dieser Umstand hat wohl zu der irrigen Erklärung des Radialschnitts bei Grossfeld (1938, S. 48, Abb. 5) verführt, wo die radial zersprungene Glasurschicht für die Prismenzone gehalten wird und die wirkliche kristallische Prismenzone für „Schichten aus amorphem Calciumkarbonat". – Das Abplatzen ist kein zuverlässiger Beweis für das Vorliegen einer besonderen Schicht. Auch bei der Mammillenzone und Prismenzone, die einen einzigen Kristall bilden, kann ein gelegentlich weniger fester Zusammenhang beider infolge der nicht genau übereinstimmenden Strukturen zur Trennung führen. Pigment- und andere Einlagerungen (Unterflecke und Luft im Querschnitt) unter einer klaren Oberflächenschicht können im Mikroskop eine Cuticula vortäuschen. Sichere Entscheidung kann nur das Polarisationsmikroskop bringen. – Die glasierten groben grünen Körnel auf Eiern von *Casuarius* und *Dromiceius* mit ihrer matten bröckeligen, amorphen Unterlage bilden also im Gegensatz zu *Crax* eine Schicht für sich, unabhängig von den Prismen, sind demnach eine Cuticula im oologischen Sinn, wie im Dünnschliff deutlich zu erkennen (Bd. I, Taf. 2, Fig. 2, und Bd. IV, Taf. 2, Fig. 13). Näheres in den Eibeschreibungen. – Bei *Puffinus* und beim **Haushuhn** verrät sich die Oberschale an abgeplatzten Stellen und durch die Verdeckung des Korns und der Poren. So gewiß auch bei einer Reihe anderer Arten, die daraufhin erst näher untersucht werden müßten.

Bei allen in diesem Abschnitt genannten Arten ist die **von der Kalkcuticula befreite Schale** an ihrer Oberfläche ziemlich glatt, jedenfalls nicht körnelig differenziert, mit zwei Ausnahmen. Erstens: *Megapodius* zeigt da ein sehr charakteristisches, grießiges Korn, in meiner Sammlung besonders gut zu sehen bei *M. freycinet* und *Alectura lathami*, die erste immer **mit** einer Kalkcuticula, die zweite anscheinend immer **ohne** eine solche, wodurch ihre Schale weiß bleibt und im Gegensatz zur anderen keine Farbstoffe aufsaugt. Zweitens: Bei *Phoenicopterus* findet man **unter** der Kreideschicht eine vollkommen glanzlose, weiße bis rahmfarbene, leicht angerauhte Kalkschale ohne erkennbare Körnelung, aber mit vielen tiefen, groben Stichporen, schwarz ausgefüllt.

Wie ersichtlich, ist es nicht immer leicht, festzustellen, ob eine Cuticula vorliegt oder nicht. Im allgemeinen wird sie fehlen oder äußerst dünn sein, wenn Korn und Poren gut zu erkennen sind. Als Oberschale wird man sie nur bei relativ dicken Schalen vermuten können, aber vielleicht schon bei den Möwen. Sie wird gar nicht so selten vorkommen, bleibt jedoch leicht unerkannt.

IX) Lackartige Auflagerungen. Eine Eigentümlichkeit zeigen manche Eier von *Coturnix, Gallus* und *Francolinus,* welche auf ihrer Cuticula noch eine **besondere milchweiße Kalkablagerung** tragen in Gestalt dicker, glänzender Kleckse, Flecke oder zarter Schleier und Wolken, über denen dann noch ein Oberhäutchen aus erstarrtem Schleim liegen kann. Bei *Tinamotis* in Form weißer Punkte und zarter Fleckchen. Auch bei manchen meiner *Phaethon-*, *Hagedashia-*, *Anas strepera-* und Falkeneier zu sehen. Nicht zu verwechseln mit den weißen Flecken auf Reihereiern, bei denen es sich um Spritzer von Harnsäure aus Exkrementen handelt. Die lackartigen Kleckse sind kristallisiert, jedoch undurchsichtig. Manche zerplatzten beim Erstarren oder später beim Eintrocknen, sie zeigen deutliche Sprünge. (Bei der ähnlichen Erscheinung der Kaiman-Prismenköpfe und bei den „Sternchen" der Riesenschlangeneier handelt es sich aber um klar durchsichtige Kristalle und Häufchen solcher). Als eine Abart der Kalkcuticula kann man auch die äußerst dünne, leicht getrübte Kalklage über der Zeichnung auffassen, z. B. bei Falkeneiern, welche dabei zusammen mit der bräunlichen Grundfarbe in **Lilagrau** umschlägt, wie bei der Entstehung von Unterflecken. Beispiele auf Seite 668.

X) Fluoreszenz. Infolge von Porphyringehalt **fluoreszieren** (vgl. S. 654 und 656) frische **Oberhäute** in verschiedenen Farben, meistens rot, doch verliert sich diese Färbung mit der Zeit, wenn die Eischalen lange dem Tageslicht ausgesetzt werden. Im Gegensatz zu verschiedenen Autoren wird dabei aber die Cuticula **nicht** zerstört, nur die Rotfärbung verschwindet (vergl. S. 696).

XI) Clevischs Cuticula-Kategorien. Wer meine, allerdings verschiedenartige Dinge umfassende Definition der Cuticula ablehnt, wird die der älteren Autoren beibehalten, die sich auch CLEVISCH (1913, S. 16) zu eigen macht. Nach ihm „stellt die Cuticula eine strukturlose Membran dar und überzieht die äußere Fläche der Eischale". Er findet sie

„**sehr stark ausgebildet**, z. B. bei *Pelecanus, Spheniscus, Colymbus (Podiceps),*
gut entwickelt, z. B. bei *Gallus, Anser, Cygnus, Lagopus, Gavia (Colymbus septentrionalis L.),*
etwas schwächer entwickelt, z. B. *Mergus, Pernis, Buteo, Falco*, überhaupt bei den **Raptatores (Falconiformes)**, ferner bei *Tinamus, Fulmarus,*
schwach ausgebildet, zumeist nur als eine Art Pigmentschicht z. B. bei den **Oscines (Passeriformes), Laridae, Alcidae,** *Numenius, Fulica, Crex,*
sehr schwach entwickelt und kaum nachweisbar, z. B. bei den **Strigidae** und **Picidae,**
fehlend bei *Aepyornis, Struthio, Rhea, Dromiceius, Casuarius.*"

Weiter sagt CLEVISCH: „Erscheinen die Eier poröser, so ist die Oberhaut geringer entwickelt, ist das Ei glatt, so ist die Oberhaut gleichmäßig entwickelt und gut gebaut. Für die Glätte der Eischale kommt aber auch noch die Entfernung der einzelnen Mammillen voneinander in Betracht." Er fand jedoch bei dem als sehr porös bezeichneten Ei von *Fulmarus glacialis* eine sehr dünne Oberhaut und bedeutende Entfernungen der Mammillen voneinander, woraus er schließt, daß sich hinsichtlich dieser Gesichtspunkte „keine bestimmte Regel konstruieren läßt".

Dagegen möchte ich folgendes einwenden:

1. Eine bis 1 mm dicke, lockere Kalkschicht wie bei *Phoenicopterus, Pelecanus, Phalacrocorax* möchte man wohl nicht eine Membran nennen, auch nicht als ein Oberhäutchen bezeichnen. Deshalb trenne ich die Begriffe.
2. Daß bei den **Oscines** u.s.w. die Cuticula eine Art Pigmentschicht darstellt, ist m. E. irrig. Die Färbung liegt hier **unter** der Cuticula, soweit eine solche überhaupt vorhanden ist, was bei den Alken nicht bei den unter dieser Rubrik sonst noch genannten Arten zweifelhaft ist, oder man müßte den bei mir ganz eng gefaßten Begriff der Pigmentcuticula so stark erweitern, daß eine solche bei sämtlichen Färbungen vorliegen würde. Ich halte aber die Fleckung bei den meisten Arten für unabhängig von ihrer Cuticula. Nur bei den gefleckten Eiern der Tetraoniden und Phasianiden fällt beides zusammen.
3. Bei den Tinamiden bestreite ich das Vorliegen einer Cuticula im Sinne einer Membran ebenso wie bei den Spechten, Eisvögeln und ähnlichen, abgesehen von dem Schleimüberzug, der Unrat

an den Eiern haften läßt. Auch bei „*Colymbus*" *(Gavia)* „*septentrionalis*" *(stellata)* sah ich nichts von einer „gut entwickelten" Oberhaut. Man erkennt ja das Korn mit bloßem Auge.

4. Was die **Glätte** der Eischale mit der Entfernung der einzelnen Mammillen voneinander und mit dem Grad der Porosität, und diese mit der Cuticula zu tun haben soll, sehe ich nicht ein. Gerade die glattesten Eier (**Tinamidae, Picidae**) haben wohl gar keine Cuticula, geschweige eine gut entwickelte, wie sie auch H. GIERSBERG (1923 S. 52) dem *Tinamus* irrig zuschreibt. Eine solche höchsten Grades haben die Eier von *Pelecanus* und *Phoenicopterus*, ohne daß die Schalen poröser wären als die anderer Arten.

ROMANOFF (1949, S. 228) sagt über die **Cuticula**, daß sie als eine dünne, durchsichtige Haut kurz vor der Ausstoßung des Eies vom unteren Teil des Ovidukts geliefert wird. Nach ihm entsteht sie aus **körnigem** Material, abgesondert von basalen Zellen des uterinen Epithels. Die Körnchen fließen zusammen und bedecken dann die ganze Oberfläche. Die chemische Zusammensetzung ist dieselbe, wie die der übrigen Eimembranen. Bei **gefleckten Eiern** entnimmt die Cuticula-Substanz dem uterinen Lumen Farbstoffpartikelchen, welche zusammen mit ihr auf der Eischale abgelagert und zuletzt von einer farblosen cuticularen Haut überdeckt werden. Diese fluoresziert im filtrierten ultravioletten Licht rot. Da derselbe Effekt auch im Lumen des Uterus auftritt, schloß FURREG (1931) auf die Herkunft der Cuticula aus dem Uterus, während GIERSBERG sie in den Eiweißteil des Eileiters verlegte. Hierin braucht m. E. kein Widerspruch zu liegen, da die Feuchtigkeit der Cuticula offenbar mit der des Pigments zusammenhängt und dieses zwar im Uterus abgelagert wird, aber vom Eileiter herkommt. Die verschiedenen Formen der **Kalkcuticula**, die wegen des Kalks nur im Uterus entstehen können, kennt ROMANOFF wohl nicht.

In allen Fällen verdeckt die Cuticula Korn und Poren, nur bei der dünnsten ist beides noch zu erkennen. Öffnungen in der Oberhaut waren nach CLEVISCH auch an den Porenausgängen nicht zu entdecken. Selbst die dickste Kalkcuticula behindert den Gaswechsel nicht. Diese ist immer rauh und glanzlos, während die fünf übrigen Kategorien glatt sind und fast stets ein wenig oder mehr glänzen, entsprechend dem natürlichen Glanz der leimartigen Bindemasse oder der Kalkkristalle. Über den Glanz und die Glätte, auch bei Schalen ohne Oberhaut berichten die nächsten Seiten.

Chemisch zeigen die kalkigen Auflagerungen dieselbe Zusammensetzung wie die übrige Kalkschale, abgesehen von den wenigen Fällen auf Seite 636. Die Verschiedenheit des Aufbrausens bei der Salzsäureprobe erklärt sich z. T. durch den verschiedenen Gehalt an organischer Substanz, besonders an glutinöser Materie (ROMANOFFS „Matrix"). Feinere Untersuchungen liegen aber noch nicht vor. – Hinsichtlich der Bezeichnung dieser Deckschichten als „Oberhäute" betont schon LANDOIS (1865), daß sie nicht passend gewählt ist, weil von einer zelligen Struktur derselben keine Rede sein kann.

XII) Schleimhüllen. Schließlich sei noch erwähnt, daß nach BULLER (1888) an der Oberfläche der Kiwieier eine **schmierige Masse** haftet. SCHUMACHER beobachtete beim Kanarienvogel zwischen der Eischale und der Eileiteroberfläche eine Sekretschicht aus Schleim und abgestoßenen Zellen des Oberflächenepithels ohne Kalk (so bei GROEBBELS 1937, S. 278/279). Vielleicht ist diese Masse bei anderen Eiern nur der Beobachtung entgangen und dasselbe, was durch Trocknung und Erhärtung zur Entstehung des „Oberhäutchens" und der Schleimcuticula führt. VOELTZKOW berichtet von einer ähnlichen, 1 mm dicken zähen Eiweißschicht auf der Kalkschale aller Eier des Nilkrokodils, die er dem Eileiter entnahm. Man wird an die Gallerthüllen der Amphibieneier erinnert.

b) Glanz und Glätte der Eischale. Die weit überwiegende Mehrzahl der Vogeleier besitzt eine glatte, nur mäßig glänzende Oberfläche. Die übrigen weisen bei näherem Hinsehen erhebliche Unterschiede auf, die sich beziehen auf **Glanz und Glätte** in engem Zusammenhang mit dem **Korn** und **Poren**. Beim Glanz sehen wir ab von dem, welchen die Eier erst während der Bebrütung durch Reibung am Nest und Gefieder erhalten können oder durch mißbräuchlich starken Druck auf die Lederhaut beim Reinigen der Eier für die Sammlung.

Gar keinen Glanz zeigen die Eier mit amorphen Kalkkrusten, wie beim Flamingo, Kormoran,

Pelikan, *Megapodius, Crotophaga ani, Guira* oder Eier mit Lederhaut, wie bei den Pinguinen und Lappentauchern, ferner bei den teils glatten, teils leicht gerauhten Schalen der Sturmvögel und Alken. Glanzlos sind aber auch die feinstkörnigen Eier der Kolibris und Segler, dazu die von *Synallaxis, Tapera*, manchen **Passeriformes** u. a., unter den Möwen die von *Anous* u. a. – Schalenglätte und Glanz sind keineswegs immer beisammen. Glanzlosigkeit kann ihren Grund haben im Fehlen einer Oberhaut und in überdurchschnittlichem Gehalt an organischer Materie, wie anscheinend bei den Möwen, auch in der wie verwittert erscheinenden Oberflächengestaltung bei den großen Nashornvögeln (*Buceros*). Umgekehrt führt Mangel an organischer Substanz und eingeschlossener Luft zu Glanz und Transparenz der Schale bei den Spechten. – Grobes Korn glänzt fast immer nur mäßig, so bei *Crax* und *Steatornis*, aber die Erhebungen zwischen den matten Senken können stärker glänzen. Eine rauhe und dennoch ziemlich glänzende Oberfläche zeigt *Menura*. – **Höchstglanz** findet sich beinahe nur bei ungefleckten Eiern (Ausnahmen: *Paradisaea*, *Jacana* und *Thinocorus*), die dann zugleich die glattesten sind. Wo bei einer Art gefleckte und ungefleckte Eier vorkommen, scheinen die ungefleckten oft stärker zu glänzen. – Die am wenigsten glatten Eier, also die rauhestschaligen, sieht man bei *Casuarius, Dromiceius, Crax, Oxyura, Nomonyx, Steatornis, Colius, Buceros*, glatteste, zugleich glänzendste Schale bei *Struthio camelus syriacus,* **Tinamidae, Picidae, Alcedinidae, Galbulidae, Anatidae** (ohne Schwäne, Gänse und einige andere Ausnahmen). Viele **Passeriformes**-Eier sind auch recht glatt, aber doch nicht auffallend so. – Gelegentlich kann Glanz vorkommen bei in der Regel mattschaligen Eiern, so beobachtet bei *Cinclus* und *Icteria* meiner Sammlung.

Früher wurde vermutet, daß besonders dicht stehende Uterindrüsen, denen ja die Schale anliegt, oder eng aneinanderliegende Mammillen den Glanz und eine besondere Festigkeit der Schale veranlassen. Ich glaube nicht an einen solchen Zusammenhang, es sei denn, man meint, daß diese Drüsen ganz zuletzt noch ein glasig erstarrendes Sekret liefern, welches den Glanz erzeugt und zugleich die Zeichnungsflecke unabwaschbar macht. Die Prismenlage ist bei **allen** Eiern gleich kompakt, auch wohl gleich fest nur **hart**. Es gelang mir nicht, eine Schalenscherbe mit einer anderen zu ritzen.

Folgende Fälle von Glanz sind zu unterscheiden:

1. Der natürliche Glanz des erhärteten Oberhäutchens oder des auf diesem liegenden, eingetrockneten Schleimüberzuges. Bei an sich glanzlosen Schalen können aus einer ähnlichen Ursache nur die Flecke glänzen, wie z. B. bei *Cepphus*, weil das Pigment glutinös gebunden ist. Einer dieser beiden Fälle liegt bei den meisten Eiern vor, insbesondere da, wo im Systematischen Teil nichts über den Glanz gesagt ist.
2. Der natürliche Hochglanz der Prismenköpfe. Nur diese glänzen besonders stark, stärker als die übrige Kristallmasse. Man sieht dies am auffallendsten oben auf den Prismen der zerklüfteten, unterminierten Schale der Kaiman-Eier (*Melanosuchus*). Beim Vogelei zu beobachten unter der Lupe an den die matten Täler überragenden Erhebungen. Je nachdem diese hochglänzenden Prismenköpfe mehr oder weniger dicht aneinander liegen, erzeugen sie einen stärkeren oder schwächeren Glanz der ganzen Schale, auch wenn sie verschieden hoch sind. Bei genau gleichhohen ergibt sich die glatteste und glänzendste Schale der *Rhynchotus, Nothura, Eudromia*, auch der **Picidae, Alcedinidae, Galbulidae** u. a.
3. Der Glanz der mit Ölspuren durchsetzten Cuticula der Enteneier.
4. Der Glanz der lackartig wirkenden Oberflächengestaltung bei *Jacana, Hydrophasianus, Thinocorus, Prinia (Burnesia), Cettia diphone cantans, Cossypha dichroa* u. a., ohne daß man hier den Eindruck einer besonderen Glasurschicht empfängt.
5. Der auffallend hohe Glanz bei *Struthio camelus camelus* und in erhöhtem Maße bei *S. c. syriacus* erweckt die Vorstellung einer besonderen Glasurschicht, die sich in Dünnschliffen andeutet, aber Eiern aus der Gefangenschaft zuweilen fehlt. Bemerkenswert erscheint, daß **kugelige** einfarbige Eier immer hohen Glanz besitzen, so bei *Struthio, Tinamus, Alcedo, Galbula*. Fleckenlosigkeit bei sonst gezeichneten Eiern ist oft mit stärkerem Glanz und erheblicherer Größe verbunden (*Turdus, Saxicola).*

c) Das Schalenkorn. Die äußeren Unebenheiten der Schale (ohne die auf S. 628 erwähnten accidentiellen Körnel) werden als ihr **Korn** bezeichnet.

1) Allgemeines. Dieses bietet zahllose verschiedene Erscheinungen, welche für viele **Familien** eine charakteristische, ziemlich konstante Gestalt annehmen, wenngleich nicht für die einzelne Art und nicht in so großem Umfang, wie THIENEMANN (1845) glaubte, und SZIELASKO (1913) durch 36 Kornbilder zu zeigen sich bemühte (s. S. 642). Was man als fast mikroskopische Erhabenheiten sieht, sind meist die auch am selben Ei in Gestalt, Größe und Höhe verschiedenen, oft in Gruppen zusammengeflossenen **Prismenköpfe** mit Vertiefungen (Senken, Tälern) zwischen ihnen. Die Höhen und Tiefen sind so minimal, daß sie auf Dünnschliffen im Mikroskop nicht bemerkbar werden, außer bei den allerrauhesten Oberflächen, z. B. bei Kasuar, *Crax*, Gans, sowie bei unregelmäßig starken Kalkauflagerungen. Alle übrigen Schliffe erscheinen an der äußeren Kontur scharf geradlinig begrenzt. Manchmal handelt es sich aber um Unebenheiten der Cuticula, besonders der Oberschale (sekundäres Korn), nicht der prismatischen Zone, z. B. bei *Buteo, Numida* und *Fulmarus*. Bald erkennt man unter der Lupe dicht gedrängte rundliche Hügel ziemlich gleicher Größe und ganz gleichmäßig nebeneinander verteilt, z. B. bei *Gypaëtus*, wie SZIELASKOS Typen 30 bis 33 richtig darstellen. Bald sind solche unregelmäßig geformt und zu kleinen und größeren Gruppen vereinigt, die ihrerseits wieder zu gewundenen Bändern und Ketten sich zusammenschließen und ineinander greifen oder für sich getrennt bleiben. Oft bildeten sich rosettenartige Anhäufungen vielerlei Gestalt, durch schmale oder breitere Täler verschiedener Form getrennt. Einzelheiten sind mit Worten kaum zu beschreiben, und gute Bilder waren bisher nicht zu erlangen. Von SZIELASKOS Zeichnungen erkannte ich viele auf den betreffenden Eiern nicht wieder. Seine sorgfältigen, mühevollen Beschreibungen der 36 Typen vermitteln für die einzelne Art schwerlich eine klare Vorstellung, die ohne die Eier direkt zu untersuchen, wohl erst erzielt werden kann, wenn es gelingt, trotz der Eiwölbung stark vergrößerte photographische Bilder von nicht zu kleinen Teilen der Oberfläche zu gewinnen.

Wer sich nur flüchtig über das Korn unterrichten will, betrachte kurz in einer größeren Sammlung das von *Struthio, Casuarius, Rhea, Tinamus, Megapodius, Numida, Columba, Podiceps, Uria, Larus, Platalea, Ciconia, Ardea, Cygnus, Anser, Anas, Phalacrocorax, Gypaetus, Buteo, Asio, Tyto, Coracias, Buceros, Upupa, Trochilus, Cuculus, Ramphastos, Picus, Hirundo, Turdus, Hippolais, Parus, Euplectes*. Dabei werden die wesentlichsten Unterschiede klar, teils mit bloßem Auge, meistens aber erst mittels einer etwa 10fach vergrößernden Lupe. Und man vergleiche mit den von SZIELASKO gezeichneten Bildern. Man wird von den scharfen Kontrasten der Bilder auf den Eiern nur wenig sehen, da in der Zeichnung die oft farbigen Erhöhungen weiß, die immer hellen Täler schwarz dargestellt sind. Bei vielen Eiern sieht man ja in Wirklichkeit nur bleiche Schatten als einzige Unterschiede. Wenn wir trotzdem die 36 Bilder auf den nachfolgenden Tafeln der Vergessenheit entreißen, dann deshalb, weil sie immerhin besser als die wörtliche Beschreibung eine Vorstellung geben von den mannigfachen Möglichkeiten der Korngestaltung, wenngleich nicht immer bei den Arten, denen sie SZIELASKO zuschreibt, und weil vielleicht andere im Wiedererkennen der Typen glücklicher sind als ich. Fast jedes Ei, das in meine Hände kam, wurde auch auf Korn und Poren untersucht. Aber ich vergleiche nur direkt Ei mit Ei, ohne SZIELASKOS Forderung zu erfüllen, erst jedesmal ein Bild zu zeichnen, und **dieses** zu vergleichen. Das hat wohl außer ihm auch noch niemand getan.

Zu beachten ist, daß SZIELASKO unter **gleichem Korn** bei verschiedenen Arten, großen wie kleinen, ein jedes meint, bei dem die Gestalt der Erhebungen und der Vertiefungen, sowie die Art ihrer Verteilung ungefähr dieselbe ist, und ein gleiches **Verhältnis der Körnelbreite zur Breite der Senken** vorherrscht. Seine Zeichnungen sind durchweg bei 7 mm Durchmesser des Gesichtsfeldes und 7facher Vergrößerung mittels eines Zeichenprismas angefertigt, in dieser Größe auch gedruckt, unsere Wiedergabe in nur 0,4facher Vergrößerung. Welche Arten den abgebildeten Zeichnungen zugrunde gelegen haben, ist nicht gesagt. Wahrscheinlich sind es die, welche SZIELASKO (1913, S. 68–70) als je 1 Beispiel für jeden der 36 Typen angibt, die er anschließend eingehend beschreibt. Auf die dort folgende Beschreibung der oologischen Verhältnisse bei 405 paläarktischen

Arten (421 minus 16 nicht bearbeitete) kann hier nur hingewiesen werden. Wer sich für diese Fragen stärker interessiert, wird ja sowieso zu SZIELASKOS Abhandlung im J. f. Orn. 1913 greifen. Auf die **Färbung** der Eischalen geht diese nicht ein.

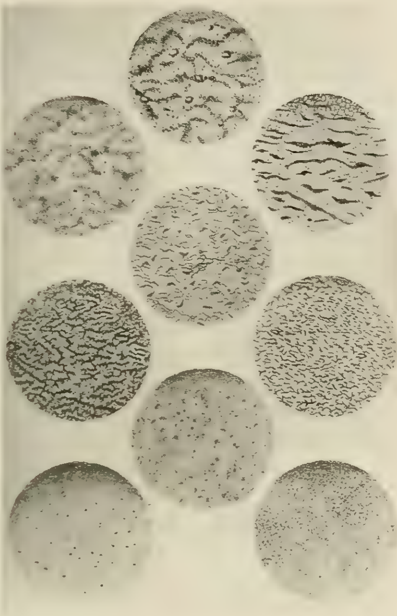
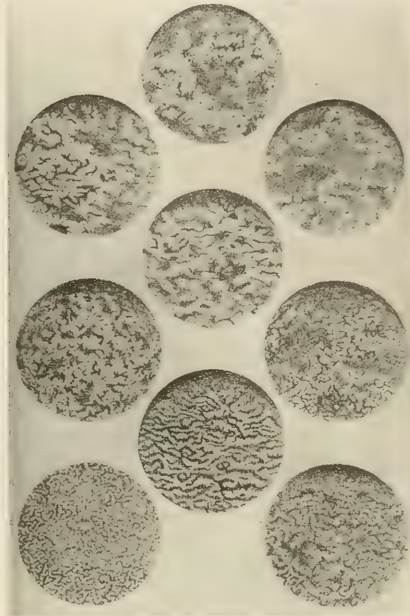
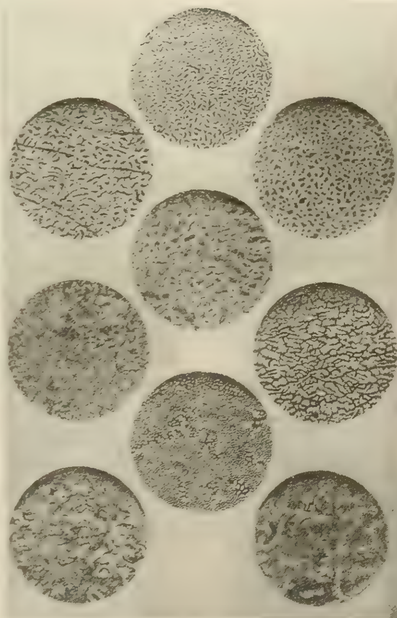
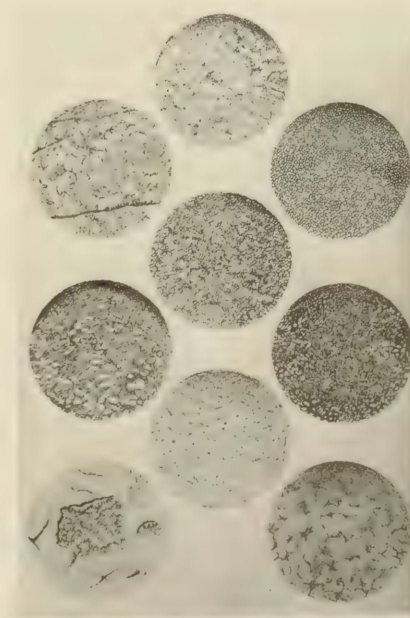
Das Korn ist oft im oberen und unteren Eidrittel deutlicher ausgeprägt als in der Mitte, auch durchaus **nicht bei jedem Ei derselben Art ganz gleich**, wennschon im Ganzen von gleichem Charakter. Das Aussehen der Oberfläche hängt eben von variablen Umständen ab, worüber auch auf den vorigen Seiten unter „Cuticula" und „Glanz und Glätte" berichtet wurde. Es kommt darauf an, ob man die Prismenköpfe sieht, überdeckt höchstens von einer kaum, oft überhaupt nicht erkennbaren Oberhaut, wie bei den meisten Arten, oder ob sich obenauf eine Deckschicht breitet (Kalkcuticula, Oberschale), von kristallischem Bau oder breiartig amorph aufgetragen, wie bei *Casuarius* und *Numida*, beziehungsweise bei *Phoenicopterus, Phalacrocorax, Sula, Guira, Crotophaga*. Obwohl die äußere Schicht bei *Numida* und *Fulmarus* ganz ähnlicher Herkunft ist, zeigen diese beiden Arten gänzlich verschiedene Bilder. Bei den dicken Kalkauflagerungen, auch bei der Lederhaut (*Podiceps, Spheniscus)*, ist außen von einem Korn überhaupt nichts zu sehen, nicht einmal Poren. **Unter** solchen Schichten aber zeigt sich Verschiedenes, glatte Schale oder feine Körnelung, feine oder grobe Porung (vergl. S. 637). Beim Haushuhnei findet man teils Korn und Poren deutlich, teils nichts davon, nämlich bei starker Oberhaut. Bei *Casuarius, Crax* u. a. kann die Körnelung ganz flach, aber auch recht hoch, grob sein. Das gibt eine Vorstellung von der Variabilität des Korns. Die *Cygnus*-Eischale kann gelegentlich ein ganz gleichmäßiges Gemisch von gleichgroßen, rundlichen Gebilden und ebensogroßen Senken zeigen. Meistens aber sieht es aus, als wäre die Oberfläche weich gewesen und platt abgewalzt worden, wobei die Körnchen ihre runde Gestalt verloren und teilweise zu etwas größeren Flächen zusammengepreßt wurden. Sie nahmen die Gestalt von Plättchen an, wobei sich die Senken verkleinerten zu scheinbar bloßen Rissen. Das Bild wurde ein völlig anderes, wie SZIELASKOS Bild 36 richtig zeigt. Das allen Arten der Storchenfamilie (**Ciconiidae**) eigene, sehr charakteristische Korn erinnert meist an die Grübchen eines Fingerhutes, wie mittels einer Nadel gestochert, doch erscheint es zuweilen wie aus feinen Grießkörnchen dicht zusammengesetzt. In anderen Familien finden sich flächenhafte Figuren im Korn wie die Windungen eines Gehirns oder Gedärms, oder wie zusammenhängende Inselreihen in einem Meer. Bei den ganz glatten, matten Eiern der Kolibris, bei *Pogoniulus* u. a., läßt zehnfache Vergrößerung noch keine Spur einer Differenzierung der Oberfläche und auch keine Poren erkennen. Das *Numida*-Korn ist charakterisiert durch unzählige, braun ausgefüllte Grübchen, zwischen denen die Schale teils glatt und nur fein gestichelt erscheint, teils grießig granuliert (vergl. S. 635).

II) Szielaskos 36 Kornbilder (Taf. 7) betreffen 13 Greifvogeleier. Sie ähneln einander so stark, daß es unmöglich erscheint, sie als verschiedene Typen in natura zu unterscheiden. Nur Typ 32 (*Gypaetus*) ist deutlich anders und richtig. Ich glaube auch nicht, daß man seine drei Charadriiden-Typen (Typ 25.30.31) an Hand der Eier als verschieden erkennen kann. Andererseits kommt SZIELASKO zu einer Gleichheit von Typen, die man schwerlich als übereinstimmend anerkennen wird. Nach ihm haben gleiches Korn (Typ 4) die Sylvien, Drosseln, Tauben, Sandflughühner und Seeschwalben. Eine zweite Gruppe gleichen Kornes (Typ 5) bilden angeblich Pirol, Tannenhäher und Möwen, ferner (Typ 6) Bartmeise, Seidenschwanz und Schwarzstorch. Die meisten paläarktischen Arten sollen entgegen meiner Erfahrung alle dem Typ 9 angehören, als da sind Wald- und Feldhühner, Teichhuhn, Blauelster, Rosenstar, viele Finken, Lerchen, Enten, Eisvögel, Nachtschwalben, Kuckuck und viele andere mehr. Im Typ 18 werden vereint Rallen, Krähen, Krammetsvogel,

TAFEL 7

Das Schalenkorn der europäischen Vogeleier. Die 36 Typen mit den Vogelnamen auf S. 646 bis 647. (Nach SZIELASKO 1913)

Fig. 47 (oben links). Nummern der Bilder 1 bis 9.
Fig. 48 (oben rechts). Nummern der Bilder 10 bis 18.
Fig. 49 (unten links). Nummern der Bilder 19 bis 27.
Fig. 50 (unten rechts). Nummern der Bilder 28 bis 36.

Tafel 7. Schalenkorn der Vogeleier

Löffler, Sichler, *Turnix* und weitere, im Typ 25 Schnepfen und Alken, im Typ 36 *Cygnus* und *Oxyura* – deren Korn man zum Teil durch Betasten sogar im Dunklen unterscheiden kann! Die sind doch nicht gleich.

Die **Verschiedenheit des Korns** hängt von folgenden Umständen ab: Die Erhabenheiten können sein: rundlich, länglich, selbst eckig, isoliert oder in Gruppen stehend, dicht oder weiter auseinander, sie können zu allerlei Figuren zusammengewachsen sein, hoch oder ganz flach, gut oder nur schwer erkennbar, getrennt durch grobe oder fast unsichtbare Poren und flache oder tiefe Täler. Diese wieder können als kleine oder große Senken einzeln stehen, aber auch als mehrfach gewundene Rillen verlaufen, schmäler oder breiter sein als die Erhöhungen, manchmal fast ganz fehlen. Die Verteilung von hoch und tief erscheint bei den einen Arten sehr gleichmäßig, bei anderen unregelmäßig. Die variable Dicke der Cuticula verändert das Aussehen des Korns, wie der unterschiedliche Wasserstand die Konturen von Inseln. Daher kann an sich kräftige, flächenhafte Granulation infolge einer gelegentlich dickeren Oberhaut bei derselben Art das ganz andere Bild weitläufig isoliert stehender, schwacher Körnel bieten. Individuelle Unterschiede können dann beim Vergleichen irrig für generelle gehalten werden, zu falschen Diagnosen verführen. Erst durch Kombinationen solcher Eigenschaften erschöpfen sich die zahllosen Möglichkeiten. **Bestehen bleibt aber die Unterscheidbarkeit mancher Arten nach dem Schalenkorn bei unmittelbarem Vergleich durch den geübten Kenner.** Charakteristischer und leichter zu erfassen sind bei den meisten Arten die übrigen Kriterien, Gestalt, Größe, Gewicht, Poren, Färbung und Zeichnung der Schale, durchscheinende Farbe und relatives Schalengewicht.

Noch einiges zu Szielaskos großer Arbeit. Recht hat er mit der Feststellung, daß das Korn für viele Arten konstant und charakteristisch ist. Da der Autor das Korn als die „makroskopische Struktur der Eischale" definiert (Seite 61 seiner Arbeit), durfte er meines Erachtens die Cuticula bei seinen Beschreibungen und die Poren in seinen Bildern nicht fast unberücksichtigt lassen, da diese das Kornbild ganz wesentlich beeinflussen, auch bei derselben Art. Er würde dann z. B. wohl kaum *Anas*, *Ceryle* und *Cuculus* demselben Typ 9 zugeordnet haben, von denen die ersten beiden ein übrigens verschiedenes, aber äußerst zartes, glattes Korn besitzen, gleichmäßig und von Poren und gröberen Senken kaum beeinflußt, während *Cuculus* gewöhnlich ein ganz anderes, stark differenziertes, unruhiges Bild darbietet, wie pockennarbig übersät mit matten Senken größer als die Erhebungen und mit derben Poren, sehr charakteristisch, aber auch nicht immer. Für irrig halte ich es, wenn er sagt, „daß alte Exemplare von Vogeleiern durch häufiges Befassen, Hinlegen auf rauhen Flächen, Reinigen von beschmutzten Stellen und dergleichen ihrer obersten, meist fein granulierten Schicht beraubt und abgeglättet werden. Die Erhabenheiten des Korns erscheinen an solchen Stellen viel weniger hoch und ausgeprägt als dort, wo äußere Einwirkungen fern geblieben sind". Das kann sich zwar auf die Schleimoberhaut und die Kalkcuticula, aber nicht auf das Korn der glasharten eigentlichen Kalkschale beziehen. Selbst die gröbere Behandlung durch Reibung im Nest während der Bebrütung, die der Autor mit den vorigen Ausführungen **nicht** meint, kann am Korn der eigentlichen Schale kaum etwas ändern, wohl aber die Schale glänzend machen oder die Cuticula zerkratzen.

Nicht richtig ist m. E. die Auffassung des Korns als negativen Abdruck der Schleimhautdrüsen des Uterus. Bei dieser Erklärung gingen die älteren Autoren (Seydlitz, Thompson u. a.) offenbar von der überholten Vorstellung aus, daß die Kalkschale durch schichtenweise Ablagerung der breiartig abgesonderten Kalkmenge entstehe, wobei die letzte weiche Schicht der Struktur der Uteruswandung entsprechen müsse. Wo gar kein Korn zu sehen ist, wie bei den glasglatten Oberflächen der Strauß-, Steißhuhn-, Specht- und Eisvogeleier, dürfte dann die Uterus-Schleimhaut keine Drüsen und Zotten haben, die doch immer vorhanden sind. Nachdem aber die Kristallnatur der Kalkschale erkannt ist, erscheint mir ein formgestaltender Widerstand der weichen Mucosa gegen das Wachstumsbestreben des glasharten Kristalls unglaubhaft. Daß die Anordnung der Mammillen im Ganzen den Drüsen entspricht, aus denen der dünne Kalkbrei sich ergießt, ist verständlich. Da jedoch viele Prismensäulen benachbarte unterdrücken, die also nicht bis zur Eioberfläche gelangen (Taf. 6, Fig. 44), entsprechen die Köpfe der obsiegenden Prismen, welche das Korn darstellen, **nicht** der Anzahl und Lage der Drüsen. Dies umso mehr, als oft schon anfangs mehrere

Mammillen zusammenwachsen und dann nur **eine** Säule ergeben. Auch aus mehreren getrennten Mammillen erwächst nicht selten nur **ein** Prisma, wie Dünnschliffe beweisen (Taf. 5, Fig. 37).

III) Schalenkorn und Systematik. Die großen Hoffnungen, die man sich für die **Systematik** nach dem Erscheinen des THIENEMANNschen Eierwerks (1856) und seinen viel zu kühnen Behauptungen über die Verschiedenheiten des Kornes machte, die sogar die Unterscheidung einander nahestehender **Arten** ermöglichen sollten, sind nicht in Erfüllung gegangen. Schon BLASIUS (1860) hat sie entkräftet. Soweit ich sehen kann, ist mit dem Korn allein nicht mehr zu erreichen als die Unterscheidung **mancher** äußerlich ähnlicher Eier, die etwa in der Sammlung durcheinandergerieten oder unbestimmt zugetragen wurden. Das kann z. B. bei Eiern der Tauben, Papageien, Eulen, Racken, Eisvögeln oder bei Spechten und Capitoniden von Nutzen sein, wenn andere Kriterien versagen, wird oft aber auch dann problematisch bleiben und ist immer schwierig. Charakteristischer sind oft die Poren, die bei einer Art stark ausgeprägt, bei der anderen fast unsichtbar sein können. Auch die durchscheinende Farbe nützt oft, die z. B. bei Tauben, gelblich, bei den oft ähnlichen Spechten weiß ist.

IV) Erklärung zu Szielaskos Kornbildern europäischer Vogeleier. Die folgenden laufenden Nummern sind die **Nummern der Bilder** auf Tafel 7 Fig. 45–48. Die jeweils erste Art ist die, welche SZIELASKO in seiner allgemeinen Beschreibung als einzige für jeden Typ angibt, und nach denen diese Bilder offenbar gezeichnet wurden. Die dann hinzugefügten Arten haben wir aus seinen speziellen Angaben kurz, aber vollständig zusammengefaßt, da die systematische Reihenfolge zu viel Raum verlangen würde. Einen Ersatz wollen die eingestreuten Hinweise bieten. Genera ohne Speciesangabe gelten für die ganze Gattung. – **Weiß** sind die Erhabenheiten, **schwarz** die Täler dargestellt.

1. *Aegypius monachus.*
2. *Hieraaetus fasciatus.*
3. *Gavia.*
4. *Streptopelia turtur* und die anderen Tauben. Pteroclididae, *Delichon urbica, Riparia* Typ 4 (aber *Hirundo rustica* 9). Turdidae (aber *pilaris* 18), auch *Saxicola rubetra* (aber *rubicola* 9). *Erithacus* (auch 9), *Sylvia nisoria, hortensis, borin, curruca, undata* (die anderen siehe 9). Sterninae.
5. *Larus argentatus* und die anderen Möwen, aber die Sterninae haben Typ 4. – *Oriolus. Nucifraga.*
6. *Ciconia nigra* (aber *alba* 21). *Panurus. Bombycilla.*
7. *Bulweria. Hydrobates. Puffinus. Fulmarus.*
8. *Ardea purpurea* und die anderen Reiher (aber *Ixobrychus* auch 22). *Platalea* (auch 18). *Grus.*
9. *Erithacus rubecula. Sylvia atricapilla, communis, melanocephala, cantillans, conspicillata, sarda* (die anderen bei 4). *Acrocephalus. Locustella* (aber *naevia* 17). *Lusciniola melanopogon. Phylloscopus. Hippolais. Erythropygia. Cisticola. Saxicola torquata rubicola* (aber *rubetra 4). Certhia. Sitta krüperi* (aber *europaea* und *neumayer* haben Typ 17). *Muscicapa. Parus major, ater, cinctus* (die anderen haben 17). *Hirundo rustica* (aber *Delichon urbica, Riparia riparia, Ptyonoprogne* 4). Emberizidae, Fringillidae, Ploceidae: fast alle Arten haben Typ 9, von *Emberiza* aber nur *citrinella, leucocephala, aureola, cirlus, cia, sch. schoeniclus.* Manche zeigen neben Typ 9 auch noch Typ 17, nämlich *Passer, Calcarius* und *Plectrophenax. Emberiza melanocephala, hortulana* und *caesia* haben 9 und 17. *Emberiza calandra* und *schoeniclus pyrrhuloides* haben 17. *Pyrrhula* hat 20. *Carpodacus* 9 und 20.
   Den Typ 9 haben auch die Alaudidae, *Motacilla alba*, aber *flava* 17, *cinerea* 9 und 17. – Typ 9 und 17 auch bei *Cuculus. Anthus spinoletta* 9, die anderen 9 und 17, *Lusciniola melanopogon.* – Typ 9 auch bei *Lagopus, Tetrao, Alectoris, Francolinus, Phasianus, Ceryle, Caprimulgus, Merops, Clamator. Crex* (die anderen Rallen siehe 18). *Bucephala clangula, Anas crecca und querquedula* (weitere Anatiden siehe 23 und 36). – *Cyanopica* (die anderen Corviden siehe 18). *Pastor.* – Typ 9 und 23 bei *Bucephala islandica* und *Anas angustirostris.*
10. *Falco feldeggii* und *peregrinus.*
11. *Accipiter gentilis* (aber *nisus* 15, *brevipes* 16). *Milvus milvus* (aber *migrans* 16).
12. *Falco rusticolus, cherrug* (weitere *Falco* 14). Die übrigen Greifvögel siehe zum Teil 2. 13 bis 16.27.28.
13. *Aquila chrysaetus.* Die anderen *Aquila* siehe 16.
14. *Falco subbuteo* und die anderen *Falco*, außer *rusticolus, cherrug, columbarius aesalon.*
15. *Pernis* und *Accipiter nisus.*

16. *Gyps* und alle *Aquila* außer *chrysaetus*. – *Milvus migrans, Accipiter brevipes, Buteo, Circus, Hieraaetus pennatus* (*fasciatus* aber 2), *Haliaeetus, Pandion* (aber *Circaetus* 28). *Corvus corax* (die anderen Corviden siehe 18).
17. *Remiz pendulinus* und die anderen Meisen außer *Parus major, ater, cinctus. Regulus, Cinclus, Troglodytes, Phoenicurus, Prunella, Cettia, Locustella naevia* (die anderen aber 9), *Sitta* (aber *krüperi* 9). Neben Typ 17 haben auch Typ 9: *Anthus, Lusciniola melanopogon, Passer, Calcarius, Plectrophenax*. – Nur 17 wird für *Emberiza calandra* und *schoeniclus pyrrhuloides* angegeben, aber 17 und 9 für *melancephala, hortulana* und *caesia*. Die übrigen *Emberiza* siehe unter 9. *Motacilla flava* (*alba* und *cinerea* haben Typ 9). *Cuculus* 17 und 9.
18. *Fulica atra, Porphyrio, Rallus, Porzana. Gallinula* neben 18 auch 9. *Crex* nur 9. *Turdus pilaris* (die anderen *Turdus* siehe unter 4). *Himantopus, Phalaropus, Limicola* (die anderen Limicolae siehe unter 25, 30 und 31). – *Plegadis. Platalea* hat aber auch 8. *Turnix. Corvus corone cornix, c. corone, frugilegus, Coloeus monedula, Pica* und *Garrulus* (aber *Corvus corax* 16, *Cyanopica* 9, *Nucifraga* 5, *Perisoreus* 31).
19. *Dryocopus martius*, auch die übrigen Spechte. – *Coracias*.
20. *Sturnus vulgaris* und *unicolor*, aber *Pastor* 9. – *Pyrrhula* 20. *Carpodacus* 20 und 9.
21. *Ciconia ciconia*, aber *nigra* 6.
22. *Otis tarda* und *Tetrax tetrax*. *Ixobrychus minutus* hat auch 8, wie die übrigen Reiher alle.
23. *Mergus merganser*. Alle Anatiden außer *Anas crecca* und *querquedula* nebst *Bucephala clangula*, die 9 haben, und ohne *Cygnus, Anser* und *Oxyura*, die den Typ 36 zeigen. *Anas angustirostris* und *Bucephala islandica* haben neben Typ 23 auch 9.
24. *Tyto alba*. Alle anderen Eulen haben Typ 33, außer *Strix uralensis* mit 29.
25. *Calidris canutus. Numenius, Philomachus, Tringa* (aber *stagnatilis* 31). Weitere Limicolae siehe 18.30.31. *Uria* (aber *Cepphus grylle* 30). *Alca* (aber *Fratercula* und *Plautus alle* 31).
26. *Neophron*.
27. *Falco columbarius aesalon*.
28. *Circaetus*.
29. *Strix uralensis*.
30. *Chettusia gregaria. Vanellus. Charadrius. Pluvialis. Eudromias. Actitis. Glareola. Burhinus. Cepphus grylle*.
31. *Arenaria interpres. Haematopus. Recurvirostra. Capella. Lymnocryptes. Scolopax. Limosa. Erolia. Tringa stagnatilis. Xenus*. (Weitere Limicolae siehe 18.25.30). – *Fratercula. Plautus alle*. – *Perisoreus infaustus*.
32. *Gypaetus*.
33. *Athene noctua* und die anderen Eulen. (Aber *Tyto* 24, *Strix uralensis* 29).
34. *Upupa*.
35. *Pelecanus. Phalacrocorax. Sula. Phoenicopterus. Colymbus(-Podiceps)*.
36. *Cygnus olor, cygnusbewickii. Anser. Branta. Oxyura*.

d) Poren und Porenkanäle. Bei manchen Arten, z. B. bei *Cuculus canorus, Gavia* und *Menura*, wird das Bild der Oberfläche wenigstens unter der Lupe stark beeinflußt durch die **Poren**, die als Ausmündungen der **Porenkanäle** in kleinen Vertiefungen der Schale liegen oder solche bilden, dem Gasaustausch während der Entwicklung des Embryos dienend. Die Kanäle nehmen ihren Anfang gleich über der Schalenhaut in den Lücken zwischen den Mammillen und schmiegen sich meistens geradlinig und radial den Prismensäulen an. Da diese aber keineswegs immer seitlich geradlinig begrenzt sind, gibt es auch schräge oder unregelmäßig gebogene Kanäle, wie der Verlauf auf Dünnschliffen lehrt, in denen man unterbrochene und dann wieder fortgesetzte Strecken sieht oder auch nur an **einer** Stelle angeschnittene.

1) Poren, Porenrillen, Schalenrillen. Besondere Verhältnisse liegen bei den **straußartigen** Vögeln vor. Hier verzweigen sich die Kanäle hauptsächlich nach ihrem Ausgang hin oft einfach oder mehrfach fächerartig gegabelt, so daß ihre äußeren Enden, die Poren, in Reihen zu zwei oder mehr nebeneinander liegen. So bei *Aepyornis, Dinornis,* bei den ausgestorbenen Straußen und besonders deutlich bei *Rhea*.

Bei *Struthio* erkennt man (Bd. I, S. 4) schon an den in unregelmäßigen Gruppen zu drei und mehr zusammenstehenden Poren, daß die einander nahen Kanäle nicht in einer Ebene liegen, sondern armleuchterartig im Raume gegabelt sind. So besonders bei *Struthio camelus molybdophanes*

(Bd. I, Tafel 1, Fig. 1, und Tafel 2, Fig. 3) mit je mehreren Punktporen in jeder seiner vielen Porengruben mit abgeplatteter Umgebung. Beim Kasuar und Emu kommen fast nur einzeln stehende Kanäle vor, ebenso beim Kiwi, und zwar nur geradlinig radiale. Direkt sieht man das an Dünnschliffen.

Die noch nicht geklärte **Entstehung der Porenkanäle** kann man sich m. E. so denken: Dem aus den Uterindrüsen abgesonderten, organische Substanz (Matrix) in Lösung enthaltenden Kalkbrei wird bei der Kristallisation der Prismensäulen im wesentlichen nur der Kalk entzogen. An ihnen haftet die übrig bleibende feuchte organische Materie (Matrix) und trocknet in Strähnen aus, wobei durch die damit verbundene Volumenverminderung schlauchartige Hohlräume **verschiedenen** Querschnitts zwischen je mehreren aneinanderliegenden Säulen (Nadeln) entstehen, sobald in der freien Luft die Austrocknung infolge Verdunstung weit genug fortgeschritten ist. Soweit die organischen Trockenreste beim Gasaustausch während der Bebrütung, chemisch oder nur physikalisch beeinflußt, nicht verschwinden, können sie als Teile der Längsstreifung im Radialschnitt oder als Umrahmung der Prismen-Querschnitte (Tafel 5, Figur 33 und 37, sowie Tafel 4, Figur 28, rechts) erkennbar bleiben. Damit steht im Einklang, daß die Porenkanäle durch die Bebrütung sich erweitern und in größerer Zahl als zuvor **erkennbar** werden, sich scheinbar vermehren, was zur Zermürbung der Schale beiträgt. Nach ALMQUIST & HOLST (bei GROẞFELD) nimmt ihre Zahl bei der Lagerung von Eiern zu und zwar bei höherer Temperatur rascher als bei niedriger. – Dazu paßt auch ihr verschiedener Querschnitt und, daß die Poren gewöhnlich deutlicher, gröber und zahlreicher am dicken Eiende sind, also da, wo die Luftkammer liegt. Auch daß sich manche Prismen von ihren Nachbarn loslösen können, wie Figur 20 zeigt, spricht m. E. für eine trennende Schicht organischer Substanz zwischen ihnen, eben jene vermutete Auskleidung der Porenkanäle. Zuletzt fand ich noch bei ROMANOFF (1949, S. 168), daß das ganze Porensystem mit einer Matrix aus Proteinfasern ausgefüllt ist, die sich ebenso färben lassen, wie die Schalenhaut, und auch die Poren und deren Gruben bedecken, zur Glättung der Oberfläche beitragend. – Wo bei eischalenähnlichen Gebilden die seröse Flüssigkeit des Kalkbreies fehlt, wie bei der auf Seite 629 erwähnten, **porenlosen** Überschale aus Kalksinter, können eben Poren nicht entstehen, so daß auch dieser merkwürdige Fall Licht auf unsere Frage nach der Entstehung der Porenkanäle wirft. Die Anzahl dieser ist beim Hühnerei durchschnittlich 1 Pore je mm^2, am stumpfen Ende bis doppelt so viele, etwas weniger am spitzen.

Die relativ weitesten Kanäle fand CLEVISCH (1913) bei den Steißfüßen (*Podiceps*). Sicheres über ihre Entstehung ist aber noch nicht bekannt.

Die **Poren** können an der Oberfläche verschiedene Form annehmen, abhängig von der Gestalt der sie umgebenden Prismenköpfe. Meistens sind sie rund, wie mittels einer Nadel radial eingestochen (Stichporen), bei *Nestor* aber zum Teil schräg in mehrerlei Richtungen. Ebenso verschieden gerichtet, aber strichelig, gewinkelt, kritzelig bei *Strigops*. Bei *Neophron* sah SZIELASKO dreieckige Poren, wie ich solche fast nur bei *Pyrrhulopsis** und fast viereckig bei *Psammornis* kennenlernte. Unregelmäßig geformte zeigt *Crossoptilon* und *Tetraophasis*, auch *Falco tinnunculus schäferi*, bei diesem schwarz ausgefüllt. Während manche Poren zylindrische Löcher bilden, finden sich andere kraterförmig konisch eingesenkt. Die einen, z. B. bei den Tinamiden, selbst innerhalb der Familie, sind scharf und tief ausgeprägt (*Rhynchotus, Nothura, Nothoprocta*), andere nur flach (*Tinamus*), weitere kaum zu sehen (*Crypturellus*).Wie hier, so auch in den anderen Familien keineswegs immer einheitlich, sogar oft auf demselben Ei nicht, wo sie neben rundlicher Gestalt auch oval, länglich, selbst trichterförmig und eckig sein können, m. E. je nachdem, wie sich die sie umschließenden Prismen aneinandergelagert haben. Bei den sechs Straußenrassen werden deren unterschiedliche Poren im Systematischen Teil (Bd. I, S. 4) beschrieben, dabei u. a. solche in Form geschlossener Figuren wie Häkelmaschinen und unregelmäßiger Teile solcher. Oft sind alle Poren dem Auge verborgen, wenn nicht durch die Oberhaut oder durch Staub gefärbt, wie z. B. bei großen Alcediniden.

---

*) *Prosopeia*

II) Kommaporen bei altertümlichen Arten. Relativ grobe Poren in Stichpunktform, schon ohne Lupe erkennbar, weitläufig stehend z. B. bei *Rhynchotus* und bei Spechten, durch die eingesenkte Oberhaut braun gefärbt und dicht bei *Pavo* und *Numida.* Am auffallendsten überhaupt ist die überreiche Besetzung der ganzen Oberfläche mit schwarz ausgefüllten, bis 2 mm langen und bis 0,3 mm breiten Strichen (**Kommaporen**) bei *Rhea*, im Gegensatz zu der so nahe verwandten *Pterocnemia* mit nicht ohne weiteres sichtbaren kurzen Poren. In den immer längsgerichteten *Rhea*-Porengruben münden oft zwei oder drei Strichporen geradlinig nebeneinander. Viele solcher können als lange Porenreihen langgestreckte, meistens längsgerichtete Furchen der Schale erzeugen (**Porenrillen**), wie sie gelegentlich besonders bei den Spechten, Eulen, Staren vorkommen, am auffallendsten bei *Ramphastos* mit seinen infolgedessen oft geradezu verrunzelten Eiern. – Ähnliche flache Furchen, aber ohne sichtbare Poren, meistens nur durch Schattenwirkung erkennbar, längs und quer verlaufend, nennen wir **Schalenrillen**, gelegentlich bei denselben Arten zu finden, wie vor.

Von den immer nach Tausenden zählenden Poren [*]), die jedes Ei durchlüften, zeigt uns selbst die schärfste Lupe stets nur einen sehr geringen Teil, denn die meisten besitzen bloß einen mikroskopisch kleinen Durchmesser. Viele sind durch Kalk oder Oberhaut überdeckt, oder sie verschwinden für das Auge in der dichten Körnelung der mehr oder weniger rauhen Oberfläche, z. B. bei Möwen und Schnepfen, nicht aber bei *Menura*. Bei stark pigmentierten Eiern findet man die Poren schwerer als bei ungefleckten, besonders glänzenden. Die zahllosen kleinen Vertiefungen auf vielen Eiern, wie Poren erscheinend, sind nicht immer solche, können aber durch starke Oberhaut überdacht sein. Wegen ihr bleiben die Poren in der Regel überhaupt unsichtbar bei den Pinguinen, Pelikanen, Sturmvögeln, Sporenkuckucken u. a. Aber auch bei ganz glatten Eiern ohne Oberhaut kann es schwer fallen, feine Poren zu erkennen, z. B. bei *Merops, Galbula*, kleinen Alcediniden, so auch bei den Enten und anderen Anatiden mit Ausnahme von *Lophodytes*. Daß dies ebenso für kleinere Eier gilt, liegt nahe. Dennoch hat das dickschalige Ei des kleinen *Euplectes oryx* recht kräftig deutliche Stichporen. – Wegen ihres Vorkommens bei den ausgestorbenen Straußenarten und bei den Pinguinen möchte ich die **Kommaporen** (Strichporen) für ein Anzeichen altertümlicher Arten halten, da sie sich besonders bei *Aepyornis* und *Dinornis* finden, wie auch bei *Rhea, Aptenodytes, Gavia, Grus, Psophia.* Vereinzelt kommen sie jedoch auch bei *Apteryx, Cygnus bewickii, Plectropterus* und *Francolinus sephaena* vor, gelegentlich bei *Threskiornis, Otis, Aramus, Eurypyga*, sonst nicht. – Den Poren entsprechende Öffnungen in der Cuticula existieren anscheinend nicht. Diese senkt sich in jene ein, kann sich an ihr verdichten und, soweit sie gefärbt ist, eine scheinbare Fleckung erzeugen, so besonders bei *Struthio* und *Numida* (vergl. S. 635).

III) Scheinbare Poren. Poren mitten auf den Erhabenheiten, von denen Szielasko (1913, S. 80) spricht, kann ich nur für in der Regel porenlose Senken halten, entstanden beim Zusammenwachsen verschieden hoher Körnel, wie Zwischenstufen auf einem meiner *Numida*-Eier und auf den glasigen Erhabenheiten der Eier des Kasuars lehren, bei dem solche **scheinbaren Poren** am ehesten gefunden werden. Daß die sichtbaren Poren am stumpfen Ende, also über der Luftkammer, dichter stehen, fand ich nicht immer bestätigt, wohl aber sieht man sie dort oft größer. Mir entging auch das Größerwerden der Poren als Folge des häufigen Anfassens und Reinigens der Eier und des Einflusses der atmosphärischen Luft (Szielasko 1913, S.82), das jedoch durch Eintrocknung der organischen Auskleidung der Porenkanäle immerhin denkbar ist, wie auch das Sichtbarwerden in größerer Anzahl erst nach Bebrütung unter dem trocknenden Einfluß der Wärme (vergl. Seite 648).

IV) Diagnostischer Wert der Poren. Für die vergleichende Oologie erscheinen die Poren an sich bei vielen Familien bedeutungslos, da innerhalb dieser konstant und bei allen im Ganzen bloß we-

---

*) Nach Angaben bei Romanoff (1949, S. 107) ergeben sich als Mittel aus drei Zählungen an Haushuhneiern am stumpfen Ende 106 Poren, in der Mitte 127, am verjüngten Ende 46 Poren je cm^2, zusammen also für ein durchschnittliches Ei von 66,5 cm^2 ungefähr 6000 bis 7000 Poren.

nig abändernd. Doch können sie in manchen Fällen dem Kenner wertvolle Anhaltspunkte bei der Nachprüfung unsicherer Eier sein, da manche Arten sehr deutliche grobe Poren, andere fast unsichtbare feine besitzen oder überhaupt keine sehen lassen und, wie gesagt, verschieden geformte, mehr oder weniger dicht stehende aufweisen.

5. Färbung und Zeichnung der Eier

a) Allgemeines. Es wird wohl unentschieden bleiben, ob die Eier der **Urvögel** ungefleckt weiß waren nach Analogie sämtlicher Reptilieneier (einzige Ausnahme siehe Seite 617), oder ob schon ursprünglich Färbungen und Zeichnungen vorkamen, etwa im Zusammenhang damit, daß diese durch einen wenigstens entfernt ähnlichen Vorgang entstehen, wie die Blutung beim Abgang der Säugetiereier. Weiße Eier könnten dann auf dem nachträglichen Verlust der ursprünglichen Pigmentierung beruhen, etwa unter dem bleichenden Einfluß des Lichts, vielleicht infolge dauernder Ablegung in geschlossenen Nestern oder dunklen Höhlen.

I) Schutzfärbung. Die Wahl solcher Niststätten, **weil** die Eier weiß waren, kommt mir aber plausibler vor, als das Schutzbedürfnis für die **Veranlassung** zur Entstehung einer Färbung zu halten. Daß eine solche durch Anpassung an die Umgebung des Nestes, insbesondere bei Bodenbrütern, einen Schutz gegen Sicht gewährt, wird niemand bestreiten. Aber man kann Ursache und Wirkung verwechseln, gleichzeitige Phänomene irrig für einander ursächlich verbunden halten. Den Räubern verraten werden die Eier wohl weniger durch ihre Farbe, als durch das Nest und die ab- und anfliegenden Vögel, und für Widersprüche hinsichtlich der **„Schutzfärbung“** fehlt es nicht an Beispielen. Wir sehen stark pigmentierte Eier bei Arten, die keines derartigen Schutzes bedürfen, z. B. bei den großen Greifvögeln, und wir finden ungefleckte oder helle Eier in offenen Nestern, gefleckte oder dunkle in geschlossenen in solcher Menge, daß man nicht von bloß wenigen Ausnahmen sprechen kann (vergl. S. 676). Näheres hierüber bringen v. REICHENAU (1880) und v. BOXBERGER (1911), worauf hier nur hingewiesen sei.

II) Bildung von Färbung und Zeichnung sind nichts Zufälliges. Ihre Gleichheit oder Ähnlichkeit in ganz verschiedenen Familien läßt auf Bildungsgesetze schließen, die in ihnen gleicher Weise wirken. Man möchte **besondere Agentien** (Gene?) vermuten, welche aus dem dekomponierten Blut gerade **diese** Farbe der Oberfläche, gerade **diese** bestimmte Form, Farbe und Verteilungsart der Flecke erzeugen, noch unbekannte Faktoren, generelle und individuelle, abhängig vom Chemismus des Vogelorganismus und von der Nahrung, aus der letzten Endes ja **alles** stammt. Es könnten sich dabei Lichtblicke ergeben auf Variation und Anpassung durch Übertragung und Vererbung (*Cuculus!*), auch ohne Selektion, durch Entwicklung von **innen** heraus.

III) Das Ei als Charakteristikum für Familie und Gattung der Vögel. Jedenfalls sind die Eier auch durch ihre Färbung für die Familie und Gattung, oft selbst für die Art viel charakteristischer, als Unkundige meinen, die auf die Farbe wenig Gewicht zu legen geneigt sind. Laubsänger, Grasmükken, Rohrsänger u. a. sind schwerer zu bestimmen als ihre Eier. Dem erfahrenen Oologen genügen nicht selten die in einer kleinen Eischerbe gegebenen Kriterien, um wenigstens die Familie und Gattung, wenn nicht die Art zu erkennen. Schwieriger bis unmöglich ist das allerdings bei den in Peters System **unmittelbar aufeinanderfolgenden** 31 Familien von den Tauben bis zu den Spechten. Leicht erkennbar erscheinen die Eier in dieser Gruppe nur bei zwei Familien. Es sind die der Nachtschwalben (**Caprimulgidae**) und die der Kuckucke mit gefleckten Eiern, in unseren Listen 160 Arten (8,8 %) unter 1818 hier in Betracht kommenden. Bis auf 31 Arten 1,7 % mit einfarbig blauen oder grauen Eiern (**16 Upupidae, 3 Trogonidae, 12 Cuculidae**) haben alle übrigen Familien ungefleckt weiße Eier (89,5 %), abgesehen von leichter Tönung einzelner. Die Systematik dieser großen Gruppe steht also gut im Einklang mit der Oologie.

Von den etwa 29000 Formen, in welche die ungefähr 9000 Vogelarten aufgespalten wurden, be-

sitzen schätzungsweise 35 % weiße oder bloß ganz blaß getönte, ungefleckte Eier, 10 % einfarbig blaue oder grüne, 5 % einfarbig sandgelbe, braune, rote und schwärzliche. Die restliche Hälfte ist auf verschiedenen **Grundfarben** in mannigfaltigster Weise durch eine **Fleckung** gezeichnet, variant sowohl in der Verteilungsart, Gestalt und Menge der Flecke, als auch hinsichtlich ihrer Farbe, die sich aber ausschließlich in roten und braunen Tönen verschiedener Intensität bis fast schwarz bewegt. Dies gilt, soweit es sich um die auf der Oberfläche liegenden Flecke (**Oberflecke**) handelt und nicht um tiefer in die Kalkschale eingebettete **Unterflecke**, die grau, blau oder lila und violett erscheinen, obwohl sie vom selben rotbraunen Pigment stammen, wie die Oberflecke. Davon kann man sich leicht überzeugen, indem man den Kalk über dem Oberfleck wegfeilt.

IV) Einheitliche oder nicht einheitliche Ordnungen und Familien. Wenn wir für einen ganz allgemeinen Überblick über die Charakteristik der Vogelfamilien in Bezug auf ihre Eifärbung den Begriff **„Oologisch einheitlich“** etwas weit fassen, ihn auf Familien ohne fundamental verschiedene Eitypen anwenden und von Übergängen absehen, so ergibt sich etwa folgendes Bild:

Von den 101 Familien der **Nonpasseres** sind nur 6 oologisch **nicht einheitlich** = 6 %, nämlich die Ibisse, Kraniche, Rallen, Möwen, Alken und Kuckucke mit je mehreren grundverschiedenen Typen der Eifärbung. Im gleichen Sinne sind von den 61 Familien der **Passeres** 16 oologisch **nicht einheitlich**, nämlich die **Formicariidae, Tyrannidae, Muscicapidae, Pycnonotidae, Timaliidae, Turdidae, Sylviidae, Laniidae, Nectariniidae, Meliphagidae, Fringillidae** (mit **Emberizidae**), **Thraupidae, Ploceidae, Icteridae, Oriolidae** und **Paradisaeidae**. Das sind 26 %. In dem hier gemeinten Sinne zeigen sich demnach die übrigen Familien im Ganzen weniger differenziert, trotz ihrer im Einzelnen oft erheblichen Variation hinsichtlich Farbe und Zeichnungsart. **Von insgesamt 162 Familien sind nur 22, also 13 %, oologisch nicht einheitlich, gegenüber 140 einheitlichen Familien = 87 %, d. h. solchen ohne fundamental verschiedene Färbungsunterschiede.** Hierher gehören die Fälle wo 1., die ganze **Ordnung** einheitlich ist: Straußenvögel, Kiwis, Steißhühner, Sturmvögel, Gänse und Enten, Tauben, Papageien, Eulen, Segler, Rackenartige, Spechtartige, deren Eier durchweg ungefleckt und beinahe alle weiß oder nur leicht getönt sind. 2., solche, wo innerhalb der Ordnung nur einzelne **Familien** oologisch einheitlich sind, z. B. *Pelecanus, Sula, Ardea, Ciconia, Crax, Falco, Cinclus, Zosterops?, Sturnus,* mit einfarbigen Eiern, weiß, blau, braun. 3., Familien mit nur geringer Zeichnung, wie Schwalben, Meisen, Sturmschwalben u. a. und 4., auch Familien mit gut gefleckten Eiern, soweit diese einen im wesentlichen gleichen Gesamtcharakter aufweisen trotz verschiedener Farbe und Fleckung. So die **Otidae, Caprimulgidae** und viele **Passeres**-Familien, nämlich fast alle hier noch nicht erwähnten, z. B. die **Eurylaimidae, Pittidae, Campephagidae, Troglodytidae, Vireonidae, Artamidae, Prionopidae, Motacillidae, Alaudidae, Dicruridae, Corvidae.** – Den Gegensatz bilden die oben genannten 22 Familien mit je mehreren, gänzlich verschiedenen Färbungstypen. – Einzelheiten gehen aus der Rubrik „Färbungsgruppen der Vogeleier“ (Seite 678) und aus dem Systematischen Teil hervor.

V) Anzahl Schönwetter bekannter Vogelformen. **Wir kennen nach unseren Listen die Eier von 9727 Formen + die des Herausgebers und damit wohl alle überhaupt vorkommenden Färbungen und sonstigen Eigentümlichkeiten ihrer Schalen, sowie Eier aus allen 162 Familien.** Mit Überraschungen hinsichtlich der äußeren Eigenschaften der Vogeleier ist aller Wahrscheinlichkeit nach nicht mehr zu rechnen.

b) Eigenschaften der Eifärbung. *I) Entstehung der Eifärbung.* Seit fast einem Jahrhundert bemühten sich namhafte Forscher um die Lösung dieses Problems, ohne daß bis jetzt eine voll befriedigende Klärung erfolgt wäre. Fest steht nur,

1. daß die Färbung ausschließlich im Uterus erfolgt,
2. daß ihre Farbstoffe kein Eisen enthalten,
3. daß Farbstoff absondernde **Drüsen** noch an keiner Stelle des gesamten Eileiters gefunden werden konnten (siehe aber Seite 655),

4. daß freies rotbraunes, aber auf dem ganzen Weg von der Tube bis in den Uterus niemals blaues oder grünes, Eischalenpigment angetroffen wurde, auch nicht in der Vagina, nicht in der Kloake, wo jedoch **Gallenfarbstoffe** auftreten.

Da bei diesen **braune oder grüne** Farben vorliegen, wie solche auch bei den Vogeleiern überwiegen, und weil im Uterus nicht selten noch ungefleckt weiße Schalen beobachtet wurden, vermuteten ältere Forscher (TIEDEMANN, WICKE, BLASIUS) die Entstehung der Eifärbung erst in der Kloake und zwar durch Gallenfarbstoffe, was andere Untersucher als Irrtum erkannten, die als **Ort des Färbungsvorgangs einzig den Uterus** ansehen, heute allgemein anerkannt. Dabei faßte CARUS die Zeichnung auf „als Spuren einer fast entzündungsähnlich gesteigerten Tätigkeit der angeschwollenen zarten Gefäße der Schleimhaut des Oviductus, welche Blutfarbe auf den abgelagerten Kalk durchschwitzen lassen". Ähnlich LEUCKART, der aber schon von **verändertem** Blutfarbstoff spricht, jedoch über die verschiedenen **Grundfarben** als Hauptfarben der Eioberfläche nichts Bestimmtes aussagen kann, über die wir selbst heute noch am wenigsten wissen und fast nur auf Vermutungen angewiesen sind. Daß insbesondere ihre so häufige **blaue und grüne** Farbe durch **Oocyan** bedingt wird und dieses ein Gallenfarbstoff-Derivat ist, haben die Untersuchungen durch KRUKENBERG, FISCHER & KÖGL und VÖLKER ergeben. Ebenso wurde das **braune** Pigment, ursprünglich **Oorhodein** genannt, als ein Porphyrin erkannt, das jetzige **Protoporphyrin.**

Da **Braun** sehr oft auch als Grundfarbe auftritt, aber weder im Eileiter noch im Uterus ein anderer Farbstoff beobachtet wurde, glaube ich meine Vermutung bestätigt, **daß die blaue oder grüne Grundfarbe im Uterus durch eine Umwandlung des braunen oder roten Fleckenfarbstoffes hervorgeht.** Dafür scheint mir viel zu sprechen. So die oft beobachtete Tatsache, daß bei braun gefleckten, blauen und grünen Eiern die Grundfarbe um so intensiver ist, je schwächer und heller die Zeichnung, als wenn ein Teil des Braun blau oder grün wurde. Die dunkelsten blauen Eier haben immer nur eine auffallend spärliche Zeichnung oder überhaupt keine, z. B. bei *Carpodacus, Saltator, Trochalopteron, Turdus philomelos.* Mir fiel das erstmalig auf, als ich 1913 ein Fünfergelege von *Turdus pilaris* erhielt mit allmählichem Übergang von reicher brauner Fleckung auf blaßgrünlichem Grund bis zu fleckenlosem blauen. Ähnliche Fälle auch bei anderen Drosseln, Finken, Glanzstaren. Hier innerhalb der Art. Innerhalb der Gattung hat *Phoenicurus phoenicurus* ungefleckt blaue Eier im Gegensatz zu *Ph. auroreus, erythronotus, frontalis, schisticeps, caeruleocephalus* mit ihren weißlichen, braun gefleckten. *Monticola* hat in Eurasien einfarbig blaue Eier, in Indien cremefarbige mit blaßbrauner Zeichnung. – Der **Cyanismus** (S. 672) fände eine ursächliche Erklärung.

II) Blaue Ringe. Auch das Auftreten **blauer Ringe** auf farbigen Schalen, für die *R. Schmidt* viele Beispiele bringt (Z. f. O. und O. 1920, S. 69–73), so bei **Sylviidae, Fringillidae,** *Perdix*, **Phasianidae, Laridae** u. a. Nicht hierher gehören blaue Ringe, die auf einem ringförmigen Kalküberzug beruhen, wie bei dem weit bekannt gewordenen KRAUSEschen Ei von *Larus ridibundus* im Berliner Museum. – Daß blaue Ringe manchmal, sich an den Rändern abschwächend, in die braune Grundfarbe auslaufen, spricht wohl ebenfalls für meine Vermutung, auch daß es **keine blauen Flecke** gibt, und in den blauen Eischalen von *Phoenicurus* und *Prunella* kein Porphyrin zu finden ist, auch kein Erythrismus bei blaugrundigen Eiern vorkommt.

Einen besonderen Fall stellen die Eier von *Turdoides plebejus* dar. Die allen übrigen Arten dieser Gattung besitzen einfarbig grünlichblaue Schalen, wie sie LYNES auch bei *plebejus* feststellt. Aber SHUEL fand lilarötliche, BANNERMAN lachsfarbene, SERLE graublaue, purpurne („mauve") und rötliche („pink"). VÖLKER erklärt die verschiedenen, von **Protoporphyrin** stammenden Farben aus verschiedenen Proteinen als Trägern des Pigmentes. In seltenen Fällen schlägt das Braun auch als **Fleckenfarbe** in grünliche Töne um, was sich z. B. bei einem *Spilornis*-Ei in der NEHRKORN-Sammlung und bei einem meines *Rostrhamus* zeigt. Bekanntlich bedarf es zu **Farbänderungen** oft nur einer sehr geringen Änderung der Umstände. Man denke an chemische Reaktionen, an die rote Verfärbung der Krebse beim Kochen, die rote Fluoreszenz der grünen Chlorophyll-Lösung im Sonnenlicht, an grüne Schminken, die bei Anfeuchtung sofort rot werden. Die Umwandlung des braunen Falkenei-Pigmentes in grün tritt nach WICKE ein bei Behandlung mit salpetriger Säure. Er

fand auch den grünen Farbstoff aus verschiedenen Eischalen in Alkohol grün, aber in Äther und Kali rötlich.

III) Eischalenfarbstoffe. Hinsichtlich der umfassenden **spektralanalytischen** und anderen Untersuchungen der Eischalenfarbstoffe muß ich verweisen auf die in unserem Literaturverzeichnis näher angegebenen, wichtigsten Arbeiten von Sorby, Liebermann, Krukenberg, Wickmann, Stadie und Völker, aus welchen auch die Studien weiterer Forscher zu ersehen sind. Wir können davon nur weniges bringen und erfahren zunächst, daß die älteren Autoren **mehrere** braune Farbstoffe unterschieden, dazu gelbliche, grüne und blaue, aus denen sich die ganze Skala der Färbungen ableiten läßt. Ein orangefarbener Stoff ist nach Sorby regelmäßiger Bestandteil von ziegelroten und *Cettia*-farbenen Eischalen.

1. Oocyan und Ooxanthin. **Oocyan** oder ein ihm nahestehender blauer Stoff war sehr oft dem dominanten braunen beigemischt (schon teilweiser Übergang von braun in blau?), und Spuren wurden selbst in weißen Schalen angetroffen, wie auch Porphyrin. Der schön malachitgrüne Farbstoff der Kasuar- und Emu-Eier, gemischt aus gelbem **Ooxanthin** und aus **Oocyan**, wird durch Behandlung mit Salzsäure tief grünblau, indem ein großer Teil des Ooxanthins sich zersetzt (Oocyan wird?). Verwendung von Essigsäure bewirkt den Ausfall des Oocyans und damit Gelbfärbung (Sorby). Derartiges zeigt sich auch bei der natürlichen Verfärbung mancher Eier, so bei den ursprünglich grasgrünen, später gelblichen Eiern der Tinamiden *Eudromia* und *Tinamotis* meiner Sammlung. Fügte Sorby zu einer blauen Oocyanlösung Salzsäure und Kalisalpeter, so ergab sich eine Orangefärbung. Man sieht also auch hier eine nahe Beziehung zwischen der blauen und den anderen Farben. Ein mit vielem Oocyan verbundenes rotbraunes Ooxanthin erzeugt nicht wie im vorigen Fall eine grüne, sondern die eigenartig bleigraue Farbe bei *Rhynchotus rufescens*, die aber auch in mehr rötliche und pflaumenfarbige Töne umschlagen kann. – Manche grüne Eier werden mit der Zeit mehr bläulich, da sich das in ihnen enthaltene gelbe Ooxanthin leichter zersetzt, als das mit ihm gemischte Oocyan. (Oder entstand dieses aus jenem?) Damit hängt wohl der umgekehrte Fall zusammen, die häufige Abwandlung der grün durchscheinenden Farbe in gelb. Rotes Ooxanthin kann nach Sorby auch in fleischfarbene Töne abändern (siehe *Turdoides plebejus*, S. 652).

2. Protoporphyrin. Der rotbraune Fleckenfarbstoff, das Oorhodein Sorbys und Krukenbergs, ist nach Fischer & Kögl identisch mit Ooporphyrin–**Protoporphyrin**, der eisenfreien Stammverbindung des Blutfarbstoffes Hämin (Völker 1940). Merkwürdigerweise fand Sorby diesen bei Eiern so weit verbreiteten Farbstoff bei keinem der durch ihn untersuchten Tinamiden-Eier, sondern außer wenig Oocyan nur rotes Ooxanthin, insbesondere bei *Crypturellus obsoletus* und *soui*, sowie bei *Nothoprocta curvirostris*. Trotz sorgfältiger Untersuchung vieler Eier aus anderen Ordnungen fand Sorby bei keinem dieser das rote Ooxanthin wieder, das also auf die Tinamiden beschränkt zu sein scheint.

Gegen meine Vermutung einer Umwandlung des Porphyrins in Oocyan spricht vielleicht, was Sorby (1875, S. 355) sagt: „Oorhodein ist von einem so sehr permanenten Charakter, daß es der Einwirkung allerstärkster Reagentien widersteht. Es zu zerstören gelang mir, aber nicht, es in irgend eine andere, gefärbte Substanz umzuwandeln".

Clevisch (1913, S. 27) hält für wahrscheinlich, daß alle Farben-Nuancen nur von höher oxydierten Gallenfarbstoffen stammen, wie er aus den Untersuchungsergebnissen Schädelers (bei Bronn 1891) schließt, der folgende gallenfarbstoffartige Pigmente fand:

Bilirubin	$C_{32}H_{18}N_2O_6$	Protoporphyrin	$C_{34}H_{34}O_4N_4$ (nach Fischer u. a.)
Bilifuscin	$C_{32}H_{20}N_2O_8$	Oocyan (Oocyanester)	$C_{37}H_{40}O_8N_4$ (nach Lemberg)
Biliverdin	$C_{32}H_{20}N_2O_{10}$	Diese beiden Formeln entnommen bei Völker	
Biliprasin	$C_{32}H_{22}N_2O_{12}$	(Biolog. Zentralblatt 1944, S. 226).	

3. Bilihumin ist eine schwarze, unlösliche, stark oxydierte Substanz. Der Oologe denkt dabei an die schwarzen Enteneier und an die schwarz werdenden grünen Emueier, an die schwärzlichen

Eier vom *Rhynchotus, Nothura, Nothoprocta, Menura, Pycnoptilus, Arachnothera,* und vor allem an die weit verbreiteten **tiefschwarzen** Fleckenzeichnungen.

IV) Entgiftung durch Eifarbstoffe? Eine interessante Notiz findet man bei STADIE (1930): „OPPENHEIMER, einer unserer bedeutendsten Chemiker, sieht in der Eifärbung (außer der Schutzfärbung) noch eine weitere **Zweckmäßigkeit**. Er hält sie für die idealste **Ausscheidungsmöglichkeit von giftigen Nebenprodukten** des Stoffwechselvorgangs. Zu solchen körpergiftigen Nebenprodukten sind nämlich auch die Eifarbstoffe zu zählen, es sind hochkarboxylierte Porphyrine." Zum Vergleich zieht er die Entgiftung durch die Auswaschbarkeit des dem Eifarbstoff verwandten Turacins aus den Schwungfedern der *Tauraco*-Arten heran.

V) Rotfluoreszenz. Über das **Protoporphyrin** in Vogeleischalen hat in neuerer Zeit besonders VÖLKER mehrere Arbeiten geschrieben. Im J. f. Orn. 1944 (S. 137) sagt er: „Sehr wahrscheinlich ist das Protoporphyrin (-Ooporphyrin) ein Zwischenprodukt auf dem Wege vom Blutfarbstoff zum Gallenfarbstoffabkömmling, dem Oocyan". VÖLKER benutzte sowohl die spektroskopische Untersuchung von salzsauren Lösungen als auch die direkte mittels filtrierten ultravioletten Lichts, wobei der Nachweis durch **Rotfluoreszenz** erfolgt. Ich selbst konnte mich bloß mit der zweiten Methode befassen (s. S. 696). Bei allen gefleckten Eiern kann man ohne weiteres auf Vorhandensein des Porphyrins schließen. Wenn die Flecke an sich nicht rot fluoreszieren, kann das m. E. daran liegen, daß man rot auf rot und rotbraun nicht sieht oder daß die Reaktion hier erst in saurer Lösung der Fleckensubstanz eintritt, wie VÖLKER feststellte. Er fand die Rot-Erscheinung auf der ganzen Oberfläche bei weißen Eiern (Haushuhn und Eulen), wenn diese ganz frisch waren, nicht aber beim Wendehals (*Jynx*) und Mauersegler (*Apus*), auch nicht bei Papageien, ferner nicht bei ungefleckten farbigen Eischalen mit Ausnahme derer von Nachtigall, Fasan und Rebhuhn.

Bei meinen etwa 300 Arten umfassenden **Untersuchungen im UV-Licht** fand ich z. B. an **weißen** Eiern Aufleuchten in rosa, graurosa und rosabraun bei *Arborophila, Columba, Zenaida, Lateral-lus, Rallina cunningi, Hemiprocne.* Bei *Geococcyx* blieb die Deckschicht weiß, die darunterliegende, eigentliche Kalkschale erschien rot. Die blauen Töne im UV-Licht bei den weißen Eiern von *Picus, Merops, Progne, Hirundo, Lonchura* u. a. halte ich für Reaktion auf Eiweißspuren. Weiteres über UV-Untersuchungen siehe Seite 696.

c) Entstehung der Grundfarbe und des Fleckenpigments. Nach GIERSBERG (1923, S. 43) vermutete schon CARUS (1826), daß die Grundfarbe und die Fleckenzeichnung nicht ganz auf demselben Vorgang beruhen. Nach ihm entsteht die uniforme **Grundfarbe** aus der Tätigkeit der **Uterindrüsen**, die **Fleckenzeichnung** aber durch Ausschwitzen von Blutfarbstoff aus entzündungsähnlich angeschwollenen Gefäßen der Eileiterschleimhaut, einer Auffassung, die wir bei ROMANOFF (1949, S. 227) wiederfinden.

I) Erklärungen über Färbungen. WICKMANN (1893) und GIERSBERG (1921 und 1923) entwickelten nach ihren Befunden andere Theorien, über die ROMANOFF (1949) berichtet.

WICKMANN (1893) schloß aus seinen Untersuchungen, „daß der grüne und der braune Farbstoff der Vogeleier an ein und derselben Stelle im Organismus des Vogels und zwar einzig und allein am Eierstock, einige Zeit nach der Abstoßung des Eies, in die Tuba des Eileiters hinein ausgeschieden werden." Das Pigment würde an den Rißrändern des geplatzten Follikelkelches als Zerfall- und Zersetzungsprodukt von Blutbestandteilen ausgeschieden, das in Form von mikroskopisch kleinen amorphen Partikeln, sphäroidalen Gebilden oder Kristallen den Eileiter hinab in den Uterus wandert, wo es fein verteilt oder zu Klümpchen und anderen Formen zusammengeballt eintrifft und dadurch die verschieden gestalteten Flecke erzeugt. Die Verschiedenheiten der Farben erklärt sich WICKMANN durch eine Verschiedenheit des Blutes. Er bemüht sich eingehend, auch das Vorhandensein eines **weißen** Pigments zu behaupten, das jedoch keine Anerkennung gefunden hat. Die stark variante Gestalt der Flecke leitet er ab von der Größe und Gestalt der Farbstoffpartikel und deren Menge, sowie von der Menge der Colloidsubstanz in der das Pigment tragenden Flüssigkeit.

Ist diese z. B. reichlich und dünn, und der Farbstoff in genügender Menge vorhanden und sind die Pigmentpartikel nur klein, so wird sich eine gleichmäßige Verteilung ergeben. Immer erscheint die Zeichnung auf dem Ei so, wie sie zuvor im Eileiter entstand. Von einer Drehung des Eies im Uterus erfährt man etwas erst in WICKMANNS Arbeit von 1896 (siehe Seite 594).

Ähnlich dachte sich den Ursprung der Eischalenfärbung schon TASCHENBERG (Zool. Anz. 1894, S. 304/307). Aber OTTOW (1949) wies darauf hin, daß beim Sprung des Follikels so gut wie keine Gefäße zerrissen werden, jedenfalls nicht in so großem Maße, wie sie für die oft sehr erheblichen Pigmentmengen nötig wären. – Damit ist WICKMANNS Theorie der Herkunft des Pigments widerlegt.

GIERSBERGS Untersuchungen (1921/ 1923) führten ihn zu der Vorstellung, daß das **Fleckenpigment** im Lumen des Eiweißteils des Eileiters durch Umwandlung der Zerfallprodukte roter Blutkörperchen entsteht. Er sagt: „Die eigentliche Pigmentbildung findet in besonderen Mesodermzellen, die ich (GIERSBERG 1923, S. 167) für **Lymphoblasten** halte, statt. Diese sammeln sich anfänglich um die Kapillaren der Tube und des Eiweißteils des Vogelovidukts an, wandern dann bis unter das Epithel des Eileiters und durchtreten, wie ich dies in drei Fällen beobachten konnte, in großen Massen das Epithel des Tubenteils, um dann im Lumen des Eileiters zu zerfallen, während gleichzeitig im Inneren dieser Zellen eine starke **Pigmentbildung** einsetzt. Auf diese Weise zeigt sich der Tubenteil des Eileiters mit einer sehr großen Masse von Zellen erfüllt, die sich rasch zersetzen und zu einer großen Pigmentmenge umbilden. Die **eigentliche Pigmentbildung** findet also nicht in der Wandung des Eileiters, sondern in dessen **Lumen** statt. Je weiter die Zellmasse nach unten rückt, desto mehr wird sie in Pigment umgewandelt, bis schließlich nur noch Farbstoff übrig bleibt, der in einer klebrigen, eiweißhaltigen Flüssigkeit, die von den Resten der zersetzten Zellen und von seröser Flüssigkeit herrührt, suspendiert wird. **Diese Masse wandert den Eileiter hinab.** Die Pigmentteilchen werden auf ihrem Wege zu solchen gröberen Klumpen und Flecken zusammen geballt, **wie sie nachher auf der Eischale erscheinen"**. Nach GIERSBERG (1921, S. 265) gelangt das Pigment **durch den Isthmus** in den Uterus, wo es sich auf die Schale ablagert. Von Farbstoff liefernden **Drüsen** ist bei ihm nirgends die Rede.

Aber nach TURCHINI (1924) entsteht beim Haushuhn die Eifärbung aus braunen **Porphyrinkörnchen**, welche von den Flimmerzellen des **Uterusepithels** abgesondert werden. Beim Kanarienvogel bildet sich das Pigment nach SCHUMACHER (1931) erst auf der **Schalenoberfläche** aus zerfallenen Erythrocyten und Epithelzellen. Diese beiden Autoren verlegen also die Pigmentbildung in den **Uterus**, im Gegensatz zu Giersberg, der sie, wie wir soeben sahen, von der Tube herkommend im **Lumen des Eileiters** entstehen läßt. Der Vorstellung nach SCHUMACHER neigt auch OTTOW (1955, S. 21) zu.

Wieder anders schreibt ROMANOFF (1949, S. 227): Die **Grundpigmente** entstehen durch eine Reihe von Transformationen. Die Hüllen verbrauchter roter Blutkörperchen brechen auf, und das Haemoglobin wird frei, im Blut aufgelöst und zu Haematin transformiert. Dieses wird durch Zellen, die z. T. aus der Leber stammen, in Gallenfarbstoff von verschiedenen Tönen – rot, gelb, blau, braun und schwarz – umgewandelt. Diese Farbstoffe werden durch das Blut in den Uterus getragen und dort aus **Drüsen der uterinen Mucosa** in das Lumen des Uterus entleert, während sich die Eischale entwickelt. Bei den verschiedenen Vogelarten werden verschiedene Gallenfarbstoffe gebildet und zwar in verschiedener Konzentration und in verschiedenen Stadien der Eischalenbildung. Im Inneren der Schale findet sich wenig oder gar keine Färbung. Zu Beginn langsam, steigert sich in zunehmendem Maße die Sekretion des Grundpigments bis zum Abschluß der Schalenbildung. Während der letzten 5 von den 20 Stunden, die das Ei im Uterus liegt, werden 75 Prozent des gesamten Pigments abgelagert (WARREN & CONRAD, 1942)[*)].

In der Zeit zwischen dem Abschluß der Schalenbildung und der Ausstoßung des Eies erhalten die Schalen vieler Vogeleier eine **zusätzliche Pigmentierung** auf der Oberfläche in einer für die Art

---

*) Auf seiner Seite 347 sagt ROMANOFF: „Die Schalenpigmente gelten jetzt für dem Haemoglobin des Blutes näher stehend als die Gallenpigmente." Er berücksichtigt von VÖLKERS Arbeiten bloß die im J. f. Orn. 1940, und zwar nur flüchtig.

charakteristischen Weise. Kommt noch eine weitere Schutzschicht hinzu (**Cuticula**), so führt deren Aufbaumaterial Pigmentmassen aus dem Lumen des Uterus mit sich. Anderenfalls kommen die Massen direkt auf die Schalenoberfläche (GIERSBERG, 1922).

Wie die Grundpigmente werden auch die **Oberflächenpigmente** abgeleitet vom Haemoglobin der roten Blutkörperchen, aber mehr direkt (GIERSBERG, 1922). „Zwischen den Geweben der mit Blut erfüllten Uteruswand werden rote Zellen herausgedrückt. Haemoglobin aus diesen Erythrocyten wird durch wandernde Mesodermzellen (Lymphocyten) aufgesammelt und zu Pigmentmassen transformiert. Diese pigmenttragenden Zellen passieren **durch das uterine Epithel in das Lumen des Uterus**, wo sie zerfallen (disintegrate). Die dadurch frei gewordenen Pigmentmassen bleiben in dem klebrigen Sekret eingeschlossen und fließen zusammen (coalesce). Die Massen haften dann direkt an der Schalenoberfläche, oder sie kommen dahin mit dem Material aus der Mucosa, welches die letzte Hülle um die Schale bildet, wie oben gesagt. – Die Oberflächenpigmente werden **aufgelagert, erst kurz bevor das Ei gelegt wird**. – Als Ort der Pigmentation kommt nur der Uterus in Betracht."

II) Grundfarbe und Substanzfarbe. ROMANOFF versteht unter **Grundfarbe** nicht wie wir bloß die **Farbe der Oberfläche**, sondern die der gänzlich durchgefärbten, gesamten Schale (**Substanzfarbe** in unserem Sinne). Nirgends fand ich erwähnt, daß beide keineswegs immer identisch sind, erkennbar an der oft anderen, nicht der Oberfläche entsprechenden durchscheinenden Farbe. Beispiele hierfür werden auf Seite 683 gegeben, auch bisher unbekannte. Die diffus gefärbte Kalkschale kann also aus zwei Lagen verschiedener Tönung bestehen, von denen bloß die eine durchscheint. Beide können nur aus sehr dünnen Pigmentlösungen stammen, die sich mit dem die Schale erzeugenden Kalkbrei mischen oder schon von vornherein in ihm enthalten sind. Übrigens wurde mir außer beim Oocyan kein chemischer oder anderer Unterschied zwischen Grundfarbe, Substanzfarbe und Zeichnungsfarbe bekannt, abgesehen von den verschiedenen Wegen ihrer Entstehung, dem langen und dem ganz kurzen Weg. Nach allem, was wir heute wissen, gehen sämtliche Färbungen der Vogeleier aus dem Protoporphyrin hervor (VÖLKER, 1944, S. 220, Zeile 9). Durch Metamorphose, Vermischung, Eindickung und Verdünnung der Hauptfarben Rotbraun und Blaugrün ergeben sich die übrigen Töne der Eischalenfärbung, wahrscheinlich noch differenziert durch individuelle Eigenschaften des Blutes der verschiedenen Vogelarten (z. B. verschiedene Proteine als Träger des Pigments, nach VÖLKER).

III) Unterflecke. Die nicht seltenen **Flecke im Inneren der Schale**, die z. T. von außen als **Unterflecke** sichtbar sein können, im Inneren auf Querschliffen, übersieht ROMANOFF. Da sie nur gleichzeitig mit der diffusen Grundfarbe entstehen können, ergibt sich ein Widerspruch gegen die Theorie der verschiedenen Entstehung von „Grundpigment" und „Oberflächenpigment", zu dem doch wohl das **aller** Zeichnungen zu rechnen ist. Da die Uteruswand gleichzeitig auch noch den Schalenkalk mit seiner Flüssigkeit absondern muß, erscheint mir die ganze Sachlage ungeklärt. Man könnte die Schwierigkeit eklektisch umgehen durch die Annahme, daß das gesamte Pigment noch ungeformt im Eileiter entsteht, durch den Blutstrom in die bluterfüllte Uteruswand zunächst noch ungeformt gelangt und durch den Blutdruck in Tropfen unregelmäßiger Form auf die Schale gepreßt wird. War die aus dem Ovidukt kommende Masse noch nicht eigentliches, auch Kalkspuren enthaltendes Pigment, so könnte sie sich im Uterus in solches verwandeln und zu Pigmenthäufchen verschiedener Gestalt zusammenballen, die entweder schnell zu Flecken erstarren oder zuvor durch bloßes Zerfließen in der Uterusfeuchte sich zu vielerlei Flecken und Fäden gestalten, beschränkt auf Formen, die in der unerklärlichen Eigenart jeder Species begründet sein können, wie viele andere Erscheinungen auch. Den unwahrscheinlichen Durchgang der im Ovidukt fertig geformten Zeichnung vom Isthmus in den Uterus (GIERSBERG) ohne Verwischung und die Farbstoff befördernden Drüsen (CARUS, ROMANOFF) ließ ich unbeachtet. Wäre die Absonderung des Pigments oder seiner Vorstufen durch Drüsen Wirklichkeit, so würde das an meinem Gedankengang nichts ändern, aber die Entstehung sehr kleiner **Punkte** und **Kritzel** noch verständlicher machen. Alle hier angenommenen Vorgänge sind einzeln schon von anderen Autoren beobachtet oder ver-

mutet worden, also nicht aus der Luft gegriffen. Ob sie sich nach meiner Zusammenstellung bewahrheiten oder nicht, ist eine Frage an die Physiologen.

d) Die bei Vogeleiern vorkommenden Farben. Wegen der ungemein großen Verschiedenheit der bei den Vogeleiern vorkommenden Farben und der Schwierigkeit, beim Farbendruck für die ganze Auflage völlig gleiche Töne zu erlangen, gibt es Probleme. Die zahlreichen Farbtafel-Werke, z. B. RIDGWAYS „Color Standards and Color Nomenclature", sind gewöhnlichen Sterblichen nicht zugänglich und ihre Benennungen uns oft unverständlich. Daher müssen wir uns mit den gewöhnlichen Farbbezeichnungen behelfen, wozu folgende Stichworte der Erläuterung dienen mögen:

1. **Farbenangaben ohne Beiworte**, wie rot, grün, blau schlechtweg, sind angewandt im Sinne mittlerer Töne der betreffenden **Spektralfarbe**.
2. **Stufen der Farbenton-Tiefe** sind beispielsweise so unterschieden: blau gehaucht (nur ein Schimmer von blau), blaugetönt, blaßblau, hellblau, mitteldunkelblau, dunkelblau, schwarzblau (letzteres nur bei Unterflecken vorkommend).
3. **Modifikationen**: leuchtendgrün, trübgrün, schmutziggrün, saftiggrün.
4. **Zusammensetzungen**: entsprechend dem gewöhnlichen Sprachgebrauch überwiegt die zuletzt stehende Farbe, z. B. in blaugrün, grünblau, rosagrau.
5. **Weiße** Farben: milchweiß (=kalkweiß), elfenbeinweiß, rahmfarben (blaß bräunlich getöntes weiß), trübweiß, schmutzigweiß, isabell.
6. **Rote** Farben: rosa, lachsrot, geranienrot, orangerot, ziegelrot, blutrot, purpurrot, kupferrot, karminrot, weinrot, terrakott (braunrot), rostrot, fuchsig, lachsfarben.
7. **Gelbe** Farben: gibt es fast rein nur bei *Calyptomena viridis* und *Ortyxelos meiffreni*, beide bloß in vereinzelten Exemplaren bekannt. Sonst kommt gelb nur noch als Tönung von braun und grün vor (gelbbraun, Ocker, Khaki, lehmgelb, gelbgrün). Nahezu gelbe Grundfarbe kommt bei *Coturnix, Corvinella* und *Tinamotis* vor, reingelbe überhaupt nicht.
8. **Grüne** Farben: grasgrün (gelbgrün), olivgrün (bräunlich getöntes grün) und patinagrün, sonst nur noch in Zusammensetzungen, wie blaugrün, schwarzgrün.
9. **Blaue** Farben: himmelblau, kobaltblau; blau (spektral) ist selten, da meist grünliche Tönung vorliegt. **Tiefstes** grünblau bei *Dumetella, Garrulax albogularis, Hodgsonius, Nothocercus.*
10. **Violette** Farben: lila, violett, magenta. Im wesentlichen nur als Farbe der Unterflecke vorkommend, meistens mit grau getönt. Als Grundfarbe nur manchmal bei *Locustella certhiola* und *pleskei.*
11. **Graue** Farben: mausgrau, aschgrau (dunkler als mausgrau gedacht), schiefergrau (bis fast schwarz). Sonst nur in Verbindung mit anderen Farben (graugrün, rosagrau, bräunlichgrau, violettgrau).
12. **Braune** Farben: sandfarben (wie blaß bräunlichgelber Seesand), lehmbraun, Ocker (gelbbraun), Khaki, rehbraun, ölbraun, rostbraun, sienna (gebranntes Sienna), kastanienbraun, schokoladenbraun (wie Kakaopulver), sepia, olivbraun, schwarzbraun und purpurbraun (bis fast schwarz).
13. **Pink**: Für diesen in englischen Texten sehr häufigen, aber etwas unbestimmten Begriff setzte ich meist „rosa", oder „fleischfarben" oder „rötlich getönt", „nelkenrot".
    Als einmalige Farbe kommt noch ein **bronze**ähnlicher Ton vor, nur bei einzelnen *Chalcites*-Arten.

Licht und Alter ändern die Farben der Fleckung nicht, sehr oft aber bleicht die Grundfarbe aus. In den Eibeschreibungen sind die Farben immer so gemeint, wie sie an nicht zu alten **ausgeblasenen Eiern in den Sammlungen** erscheinen, wo der Eindruck oft ein anderer ist als bei frischen, nicht präparierten. Insbesondere erscheinen frische zartschalige weiße Eier unter dem Einfluß des durchscheinenden Dotters leicht rosa getönt. Blaugrüne Eischalen, frisch oft von prächtigem Grün, ändern mit der Zeit nach blau hin ab, blaßgrüne nach gelb hin, wegen Ausbleichens des gelblichen Farbstoffs Ooxanthin bzw. des blauen Oocyans. Sonst tritt im ganzen wenig Veränderung ein.

e) **Die Grundfarben.** Hierunter verstehen wir die gleichmäßige Farbe der Oberfläche des Eies, **nicht**, wie manche Autoren, die diffuse Farbe des Schalenkalks („**Substanzfarbe**“ bei SZIELASKO). Auf Seite 678 finden sich die hauptsächlichsten Grundfarben zusammengestellt für die Familien oder Arten, bei denen sie mit oder ohne Zeichnung vorkommen. Vorausgeschickt seien einige mehr allgemeine Bemerkungen.

I) Definition. Wie schon gesagt, sind meines Wissens Pigment absondernde **Drüsen** bisher im gesamten Eileiter ebenso wenig nachgewiesen, wie **Eisen**spuren in den hier in Betracht kommenden Farbstoffen. In dieser Hinsicht gehen Erklärungsversuche für die Verschiedenheit der Eifarben und der Zeichnungsarten fehl, wenngleich tubulöse Drüsen des Uterus als Spender der Grundfarbe vermutet werden (s. S. 655).

II) Abwischbare Farbe. Die Grundfarbe kann in Lösung gleichmäßig fein verteiltes Fleckungspigment sein und ist dann in frischem Zustand, oft auch noch später, abwischbar. So bei den schwarzen Flecken der rosa getönten Eier von *Oriolus*, den wie über und über braun beschmiert erscheinenden Eiern der Falken und den dicht schwarz gezeichneten der Schneehühner (*Lagopus*). Meistens haftet die Farbe jedoch unabwaschbar fest an der Schale, was einen im feuchten Pigment enthaltenen, beim Eintrocknen unlöslich werdenden besonderen Stoff voraussetzt, sofern nicht die Kalkkristallisation erst **nach** der Pigmentabsetzung aufhört. Damit kann auch der Schalenglanz zusammenhängen. Die Grundfarbe kann, wie bei den Tetraoniden-Eiern, auch lediglich von einer Pigment-Schleimcuticula herstammen, deren stellenweise Verdickung die Fleckung darstellt, und die sich im frischen Zustand auf der Oberfläche verschieben und abwischen läßt. Meistens aber ist die Grundfarbe als ungemein dünne Schicht der ursprünglich weißen kalkigen Oberfläche aufgelagert, mit oder ohne glasig glänzender Überdeckung, nicht abwaschbar, wie auch da, wo die Grundfarbe identisch ist mit derjenigen der gänzlich durchgefärbten Schale wie bei *Plegadis*, *Crotophaga*, *Cettia* und anderen. – Aufgelöstes Fleckenpigment kann als hauchdünner Überzug die Grundfarbe überall oder teilweise verändert erscheinen lassen. Man sieht dann z. B. bei *Alcippe* auf blaßbräunlichem Grund hellbraune Flecke, auf weißem sehr dunkle, die teilweise gelöst den anderen Typ ergeben.

III) Einfluß des Nestes auf Eier und Nestflecke. Ein Einfluß des Nestes auf die Eifärbung zeigt sich zuweilen bei Eiern, die auf erdiger oder mulmig verrotteter Unterlage abgelegt wurden. Hauptsächlich in rauhe, stark poröse Oberfläche dringt dann eine bräunliche Färbung ein, die mit der Bebrütung zunimmt. Am bekanntesten und auffallendsten ist der allmähliche Übergang von blaßbläulich in zuerst gelblich, dann bis zu dunkelbraun über die ganze Oberfläche bei den mit Lederhaut oder Kalkcuticula versehenen Schalen der Steißfüße (Podicipedidae), von weiß in gelb bei den Pelikanen und anderen. Auch bei Eiern ohne Lederhaut, Papageien, Rallen, *Ortalis* zu sehen, verursacht durch faulende Pflanzenstoffe oder Mulm. Ähnlich bei den Megapodien. Eine zum Nestbau der Kolibrigattung *Phaethornis* mitbenutzte rote Flechte (*Spiloma*) färbt die an sich weißen Eier karminrot. Ebenfalls vom Nest stammende, nicht abwaschbare gelbliche bis rötliche, **rostfarbige Flecke** und Wischer zeigen sich in verschieden großem Umfang fast regelmäßig bei *Steatornis*, *Accipiter rufitorques*, bei *Prosopeia* und anderen Papageien, gelegentlich bei *Megapodius*, *Ciconia*, *Mycteria*, *Coscoroba*, *Aramus*, *Anser*, *Francolinus*, *Ortalis*, *Corythaeola*, *Aquila* und anderen gesehen, aber fast nie bei kleinen Arten. Doch erwähnt Nehrkorns Katalog Fälle bei *Erythrura cyanovirens pealei* und *Aplonis tabuensis brevirostris*. Bei gefleckten Eiern sind sie höchst selten, ebenso bei stark glänzenden ungefleckten, wo die fehlende Cuticula das Anhaften verhindert. Ursache solcher rostartigen Flecke ist offenbar Eisen. Von Kot, Schlamm und Erde über und über schwer abwaschbar beschmutzt findet man oft die Eier der Pinguine und Bienenfresser (**Meropidae**), die dann von ihrem eigentlichen Weiß nichts mehr erkennen lassen. Aus gleichem Grunde erschien ganz schwarz ein von Dr. SCHÄFER gesammeltes *Eulabeia indica*-Gelege aus Tibet. Hierher gehört ferner der fest ansitzende **rauchgraue Überzug**, der sich nicht selten auf Eiern der Habichte, Meisen, Goldhähnchen und Bündelnister (**Dendrocolaptidae**) findet, auch bei

Poephila personata oft beobachtet, offenbar von Staub herrührend aus Nest und Gefieder, gebunden durch verhärtenden Schleim, im Gegensatz zu der schwärzlichen Färbung mancher sonst weißer, bräunlicher oder grüner Enteneier, bei denen es sich anscheinend um wirkliches Pigment handelt, nicht abwaschbar.

Unter dem Einfluß der **Bebrütung** verfärben sich manche Eischalen hauptsächlich durch das Nestmaterial. Weiße Gänseeier können gelblich werden. Die nicht sehr fest aufsitzende Zeichnung bei *Lagopus* verwischt manchmal bis zum gänzlichen Verschwinden, die Pigmentcuticula der *Tetrao*-Gruppe verschiebt sich, statt der braungelblichen Oberhaut erscheint die an sich weiße Kalkoberfläche. Der dünne Kalküberzug bei *Crotophaga* kann teilweise verloren gehen, die blaue Substanzfarbe freilegend, wie das auch der Fall ist bei *Phalacrocorax*, wenn die weiße, dicke Kalkschicht stellenweise abplatzt.

IV) Änderung des ursprünglichen Farbtons der Oberfläche kann schon dadurch eintreten, daß die Feuchtigkeit in den Porenkanälen und in der Schalenhaut verdunstet. Dadurch verschwindet beim Ausblasen der rosige oder gelbliche Hauch weißer dünner Schalen, den der durchscheinende Dotter erzeugt, auch der bläuliche bei Eiern mit grünen Innenzonen, sobald diese durch die trokkene Schale nicht mehr durchschimmern. Mit der Zeit vergeht dann ein Teil der blauen und rotbräunlichen Farbstoffe, wodurch besonders zartere Tönungen ausbleichen, selbst wenn sie dem Licht nicht ausgesetzt waren. So das blasse Grün der *Chloris-Carduelis*-Gruppe, das in trübweiß umschlägt, und der leuchtend rötliche Hauch frischer *Nyctidromus*-Eier, der sich auch bei Falken- und rotbraunen Haushuhneiern in gelbbraun verwandelt. Es verblaßt auch der Rosaton bei *Hippolais, Cissilopha* u. a. Giftig gelb wird das saftige Grün bei *Eudromia* und *Tinamotis*, schwärzlich bei *Dromiceius*, gelbgrün bei *Tribonyx ventralis*. Das schöne Blaugrün bei *Bucephala clangula* verfärbt sich in ein trübes Graugrün, der rote Ton mancher *Porphyrio*-Eier meiner Sammlung in ein Lehmbraun. Der rötlichgraue, für frische *Chloephaga poliocephalus*-Eier so charakteristische Hauch geht mit der Zeit ganz in den bräunlichrahmfarbenen Ton aller anderen der Gattung über. Jetzt weißgrundige *Lanius collaris humeralis* waren prächtig grün, bevor ich sie ausblies. Ebenso war es bei *Turdus litsitsirupa*. Der rahmweiße Grund bei *Eupodotis rüppellii* verdunkelt in hell lederbraun. Die in der Regel viel dicker aufgetragenen Fleckenfarben widerstehen dem Ausblasen vollkommen. Bebrütet gewesene Eier können sich in der Sammlung bedeutend verfärben, besonders, wenn sie nicht einwandfrei entleert wurden und nicht vollkommen trocken aufbewahrt werden, so daß sich durch Schimmelpilze sogenannte **Stockflecke** bilden, welche die Grundfarbe zerstören. Beim Aufweichen von Embryonen oder getrocknetem Eiinhalt mittels Alkali wird Schalenhaut und Grundton oft gelblich verfärbt. Blaue Stareneier wurden dabei gelbgrün.

V) Weitere besondere Fälle (Zwergeier, Aufhellung, Variabilität). Bereits in anderem Zusammenhang wurde erwähnt, daß bei gefleckten Eiern die Grundfarbe oft intensivere Töne zeigt, falls die Fleckung spärlicher oder heller ausfiel. Bei **Zwergeiern** ist der Gesamteindruck der Färbung fast stets viel dunkler als bei normal großen Stücken. Es wird auf eine kleinere Fläche mehr Farbstoff abgegeben, da dessen Menge für jedes Ei anscheinend ungefähr dieselbe bleibt, einerlei ob dieses groß oder klein ist. Umgekehrt kann durch ein Nachlassen der Pigmenterzeugung eine Aufhellung der Grundfarbe im **Alter** der Vögel eintreten, oder wenn der Vogel infolge wiederholter Wegnahme seiner Eier, z. B. durch das Sammeln solcher für Genußzwecke, gezwungen wird, mehrere **Nachgelege** zu machen. Das kann man beim Kiebitz (*Vanellus*) an hellgrauen Eiern und bei der Lachmöwe (*Larus ridibundus*) an allen möglichen Verfärbungen sehr oft beobachten. Beim ersten Nachgelege bleibt aber gewöhnlich die Intensität der Färbung erhalten. In zwei größeren Serien solcher vom Haussperling durch Rey, experimentell erzwungen, nahm die Fleckenfarbe ab, und der ursprünglich trübweiße Grund wurde blaßgrünlich. Bei *Lanius collurio* wurde aber auch Steigerung beobachtet. In einem durch Venturi beobachteten Nachgelege waren die Eier von *Turdus rufiventris* deutlicher blau, weniger gezeichnet und rauhschalig. Unfertig entwickelte, vorzeitig abgelegte, grün durchscheinende Schalen dieser und anderer Arten können **einfarbig blau** sein, wenn sie nur die so gefärbte innere Kalklage zeigen, während die äußere braungrundige und

braun gefleckte Zone noch fehlt, wie das dann geringere Schalengewicht bezeugt. Aber auch Mangel an braunem Pigment allein kann ungewöhnliche Grundfarbe bei sonst normalen Schalen verursachen, so weiße oder graue statt grünlicher beim Drosselrohrsänger, grüne statt brauner bei der Nachtigall, blaugraue statt olivbrauner bei der Großtrappe (*Otis*), hellblaue bei den Möwen und Fasanen. – Das überraschendste Beispiel für größte Verschiedenheit der normalen Eigrundfarben innerhalb einer engumgrenzten Familie bieten die Steißhühner (**Tinamidae**), vom zartesten rosa über rötlichbraun, gelb, grün, blau, violettgrau, schokoladenfarbig bis tief schwarzbraun und schwarz. Für diese so auffallende Erscheinung fehlt es an jeder plausiblen Erklärung, wie für viele andere oologische Phänomene freilich auch. Bei *Uria* finden wir weiß, gelblich, rosa, grün, blau und seltener braun als Grundfarbe.

Die normale **Variation der Grundfarbe** innerhalb derselben **Art** bewegt sich meistens in engen Grenzen und beruht vorwiegend bloß auf helleren oder dunkleren Tönen der gleichen Farbe. Eine seltene Ausnahme bildet *Turdoides plebejus* (siehe S. 652). Ihre einfarbigen Eier können blau, blaugrau, lilarötlich, rötlich (pink), lachsfarben, purpurn (mauve), steinfarben sein. – Bei Mischfarben bringt Abwechslung das Hervortreten der einen oder der anderen Komponente. Olivbraun wird mehr grünlich oder mehr braun (**Laro-Limicolae**, *Grus*, *Otis*, *Petroica bicolor*), blaugrün mehr blau oder grün (*Plegadis*, *Ardea*, *Corvus*). Starke Variation auch bei den *Cossypha*-Arten: ungefleckt olivgrau bis gelb- und rötlichbraun, kaffeebraun, schokoladenfarbig. Bei *Lanius collurio* wechselt trübweiß mit blaßgrün, hell bräunlichgelb und rötlich, bei *Coracina (Graucalus)* grün und braun, bei *Psarisomus* weiß und orange. Leicht lösliches Fleckenpigment kann die Grundfarbe beeinflussen, z. B. bei *Psarisomus*, *Pycnonotus*, *Tachyphonus*, *Fringilla coelebs*. Beispiele für Verschiedenheit der Grundfarbe bei derselben **Art** bieten auch die weiß- und blaugrundigen Eier von *Cisticola*, *Diplootocus*, *Suthora*, *Zosterops* und manchen **Ploceidae**, bei denen es grüne neben braunen gibt, wie auch bei *Turdus* und *Muscicapa*. Erst recht finden sich solche Unterschiede innerhalb der **Gattung**: *Cistothorus platensis* und *pl. stellaris* (auf trockenem Boden) weiß, bei *C. palustris paludicola* ziemlich dunkel braun (auf feuchtem Gelände). Ähnlich bei *Pomatorhinus*, asiatische ungefleckt weiß, australische (jetzt andere Gattung, *Pomatostomus*) braun, gefleckt. *Todirostrum poliocephalum* orange, *T. cinereum* weiß. *Garrulax milnei sharpei* weiß, alle anderen blau. *Tribonyx mortieri* bräunlich steinfarben, *Tr. ventralis* grün, *Cuculus canorus* weiß, grau, grün, blau, bräunlich, *C. pallidus* konstant orange, *C. pol. poliocephalus* einfarbig terrakottrot, *C. p. rochii* weiß, gefleckt. *Monticola*: die Gruppe in Eurasien fast ungefleckt blau, die andere in Indien rahmfarben mit rostbraunen Flecken. – Größere Kontraste werden durch abnorme Umstände hervorgerufen wie beim Erythrismus und Cyanismus. Die bedeutende Variation im Aussehen der Eier beruht aber oft mehr auf dem vielfältigen Zeichnungscharakter als auf der meistens weniger stark abändernden Grundfarbe. Das sieht man z. B. bei *Alca* und *Uria* im großen, bei *Alcippe* im kleinen oder bei den 3 verschiedenen Typen der Drosseln in *Zoothera dauma*, *Turdus viscivorus* und *merula* verwaschen, geblattert, gefrickelt.

f) Die Zeichnung der Vogeleier. *1) Verteilung auf die Vogelordnungen.* Es ist bezeichnend, daß sich in den ersten 14 Ordnungen, den vermutlich ältesten, fast ausschließlich ungefleckte Eier finden. Erstmalig zeigt sich ausgesprochene Fleckung bei den **Gaviidae**, dann bei den **Phaethontidae**. Vorwiegend ungefleckt, z. T. aber mit spärlichen Tüpfelchen besetzt sind die Eier der **Hydrobatidae** und **Cochleariidae**, zuweilen schon besser gezeichnet die der **Diomedeidae**, aber selbst diese oft noch einfarbig weiß. Erst bei den **Threskiornithidae** treten sowohl ungezeichnete als auch spärlich oder sehr stark gefleckte Schalen auf.

Die folgenden Ordnungen 15–18 bieten sehr verschiedene Färbungen, dabei auch Familien mit stets fleckenlosen Eiern, nämlich die **Megapodiidae, Cracidae, Psophiidae, Dromadidae**. – Weiße oder leicht getönte, ungefleckte Eier bilden die Ordnungen 19–28, abgesehen von den **Pteroclididae, Cuculidae** und **Caprimulgidae**. – Ordnung 29 als letzte (**Passeriformes**) umfaßt die verschiedensten Färbungen und Zeichnungen, aber auch immer ungefleckte Schalen nämlich die der **Dendrocolaptidae, Furnariidae, Rhinocryptidae, Philepittidae, Cinclidae, Tersininae** und **Sturninae**, daneben Familien mit sowohl gefleckten als auch regelmäßig ungefleckten (**Hirundinidae, Timalii-**

dae, Zosteropidae, Dicaeidae, Fringillidae, Ploceidae. Bei den restlichen Familien ungefleckte Eier nur als Abnormitäten.

II) Unterflecke und Oberflecke aus demselben Pigment. Der Oologie unterscheidet helle **Unterflecke** (graublau, lila, violett), welche **in** die Schale verschieden tief eingeschlossen (nicht eingesaugt, sondern aufgelagert) sind und bei einfarbigen Eiern nicht vorkommen, und **Oberflecke** (braun, oliv, rot, schwarz, aber nie blau), die auf der Schale liegen, selten frei und abwaschbar, in der Regel aber durch eine letzte, feine, glasklare Zone der die Kalkschale aufbauenden Prismen unabwaschbar überdeckt oder in einer solchen enthalten. Im letzten Falle erhärtet die Oberfläche ohne eine besondere Deckschicht. Zuweilen findet sich die Andeutung einer solchen in Form einer Ansammlung winziger Kalksphäriten da und dort. So auf einem großen Fleck eines meiner *Pavo*-Eier und auf jedem Fleck von *Meleagris*-Eiern der Sammlung Des Murs. **Beide Fleckenarten entstammen dem selben rotbraunen Pigment (Protoporphyrin)**. Die grauen sind von Kalk überdeckte braune. **Dünne Flecke lassen das Schalenkorn erkennen, dicke schwere verdecken es.**

III) Entstehung der Fleckengestalt. Da die Pigmentablagerung schon beim Beginn der Kalkschalenbildung einsetzt, entstehen bei vielen Arten **Flecke auch im Inneren der Schale,** wie Querschliffe und Durchleuchtung (Unterflecke) beweisen. Ottow (1955, S. 24/25) sah Spuren von Farbstoff schon auf noch kalkschalenlosen Eiern von *Phylloscopus, Coloeus und Larus.* In einer fertig entwickelten Schale von *Cariama cristata* im Berliner Museum fand ich eine fast vollkommene **Fleckung auf den Mammillenköpfen** bzw. auf der Schalenhaut.

Weil die noch feuchten Oberflecke erst kurz bevor das Ei gelegt wird auf dieses gelangen, können sie während der Austrittbewegung zu **Strichen** und **Streifen** in die Länge gezogen werden.

Die Geburt des Eies erfolgt nach Bradfield (1951) nicht durch heftige, peristaltische Bewegungen, sondern durch eine gleichmäßige Zusammenziehung des Uterus. Dadurch wird m. E. denkbar, daß der bei diesem Vorgang am kreisförmigen Rand des Uterus wirkende Widerstand oder Druck des Eies sein noch nicht erhärtetes Pigment **zusammenschiebt**, die ursprüngliche Fleckengestalt verändernd. Auch ringförmige **Linienzüge** um das ganze Ei herum können sich dabei bilden, wenn sich geringe Mengen schnell erhärtenden Pigments an der Berührungsgrenze zwischen Uterus und austretendem Ei ansammeln. Alles ohne Drehung des Eies. So erkläre ich mir auch die mehreren konzentrischen Ringe auf meinem merkwürdigen *Uria*-Ei (s. S. 666).

Die Entstehung der sehr verschiedenen **Gestalt der Zeichnung** ist noch zu großem Teil ungeklärt. Als Beitrag zu einem Erklärungsversuch erscheint, was Kutter (1889, S. 8) über das Innere des Eileiters sagt. „In den Wandungen des Eierschlauches finden sich Muskelschichten von glatten Ring- und Längsfasern. Die innere Auskleidung besteht aus einer mit Flimmerepithel bedeckten Schleimhaut, welche sich in kammerartig vorspringenden, dicht gedrängten Längsfasern erhebt, die sich gelegentlich **verzweigen und wieder vereinigen**, sowie in ihrem Verlauf einen mäßigen **Drall** nach rechts zeigen". – Romanoff (1949) spricht von sekundären **diagonalen und transversalen Furchen, Runzeln und Falten** im Oviduktepithel. – Solche könnten m. E. als Sammel- und Formungsstätten dienen, sowie als Transportwege des nach Giersberg im Lumen des Eileiters entstehenden Pigmentes dienen, welches die Eifärbung und Eizeichnung bewirkt. Dadurch könnten allerdings auch ungewöhnliche Zeichnungen entstehen, wie **langgezogene Linien und Flecke, Schlangenwindungen, gekreuzte Fäden und Wirrlinien**. Aber wie kämen diese und die scharf begrenzten Pigmenthaufen (**Blattern**) ohne Verzerrung und Verwischung durch das Ostium isthmi in den Uterus?

IV) Versuch einer Erklärung der verschiedenen Gestalt und Verteilung der Zeichnungen. Wegen der Unmöglichkeit einer direkten Beobachtung der Entstehung aller gestaltlich so außerordentlich verschiedenen Eizeichnungen und deren Verteilung auf der Oberfläche ist man auf Schlußfolgerungen aus den gegebenen Erscheinungen und sonstigen Umständen neben bloßen Vermutungen angewiesen. Solche finden sich in der Literatur bisher nur spärlich und selbst dann zu wenig besagend oder schwer verständlich. So wenn nach Giersberg sich die schon im Ovidukt fertig geform-

ten, feuchten Flecke, so wie sie da sind, auf der Oberfläche des Eies abklatschen sollen. Sie können doch beim Durchgang vom Isthmus in den Uterus ihre Gestalt nicht bewahren. Die auf S. 661 erwähnte Denkbarkeit der Mitwirkung geformter Muskelschichten bei ROMANOFF und KUTTER ist aus demselben Grunde wohl hinfällig. Ebenso, wenn eine um so gleichmäßigere Fleckung über das ganze Ei entstehen soll, je reichlicher die aus dem Eiweißteil stammende Flüssigkeit ist, in der die Farbpartikel suspendiert sind, oder wenn sich Wischer und Schnörkel ergeben sollen durch spiralige Drehung im Uterus (STRESEMANN, Aves, S. 257), die doch bestritten wird. Nach BRADFIELDS Röntgen-Aufnahmen am lebenden Huhn dreht sich das Ei während der Schalenbildung **nicht**. Gegen eine drehende Bewegung sprechen m. E. auch auf nur **einer** Seite länglich gezeichnete Eier und die gelegentliche Ablagerung des gesamten Pigments in Form eines seitlichen, sehr großen Kleckses, als wenn diese Stelle vorher oben gelegen hätte (im Museum Wien bei *Falco tinnunculus* und *Psarisomus*, in meiner Sammlung bei *F. tinnunculus* und *subbuteo*, sowie ein großer seitlicher Flatschen bei *Accipiter nisus*. Auch BAU erwähnt einen solchen [Z. f. O. und O. 1908, S. 16]). **Für** eine Drehung um die Längsachse während der Schalenbildung scheinen aber die schräg gegen die Hauptachse gerichteten Flecke und Wischer (sogenannte „Dreher") zu zeugen, spiralig verlaufende Wülste im Kalk einer unfertig entwickelten *Tetraogallus*-Schale (Bd. I, S. 225–226) sowie seitlich umgelegte Kalkhäufchen auf einem meiner *Fulmarus*-Eier, ferner spiralige, bandförmige Absprengungen, erwähnt auf S. 611, spiralige Windungen auf einem Haushuhnei im Wiener Museum, zwei von DIETRICH mitgeteilte Fälle geheilter, spiralig verlaufender Rißlinien und die häufigen schraubenartig gewundenen spitzen Schalenenden. Andererseits müßten jedoch **schräg gewischte** Flecke viel häufiger auftreten, während sie tatsächlich nur Ausnahmen bilden. Über **Drehungen (Wendung) um die Breitenachse** im Uterus siehe S. 594, wobei allerdings „Dreher" entstehen können.

Nach GIERSBERGS Theorie lassen sich wohl nur **Kappen** als Zeichnung ohne weiteres verstehen, weil das stumpfe Eiende am Eintrittsort des fließenden Pigments aus dem Isthmus in den Uterus liegt, es sei denn, daß die zusammengeballten Klümpchen von Fleckenfarbstoff aus dem Isthmus zwischen dem Ei und dem gespannten Uterus (etwa durch dessen Falten) sich zu verbreiten vermögen. Dann allerdings würden die verschiedenen Flecke und durch Zusammenfließen auch einfarbige Oberflächen (Grundfarben) entstehen können bei genügend feuchtem Pigment, Flecke bei schnell schon im Eileiter fest werdendem. Die Auffassung nach GIERSBERG erscheint mir nur unter dieser unwahrscheinlichen Voraussetzung haltbar.

Nach der Auffassung ROMANOFFS kommt man zu folgender Vorstellung: Bei Annahme gleichzeitiger Tätigkeit aller Pigment absondernder **Drüsen** der uterinen Mucosa ergibt sich ohne weiteres die Möglichkeit einer geschlossenen **Grundfarbe** und einer **überall gleichmäßig verteilten Zeichnung durch Punkte, Frickel und Flecke** verschiedener Größe. Untätige Drüsen an einem Ende verursachen den Ausfall der Zeichnung an diesem. Sind die aktiven Drüsen ungleich verteilt, so entstehen **sporadische Flecke**. Dazwischen können manche Drüsen besonders stark sezernieren und durch Zusammenfließen des Farbstoffs aus benachbarten **Drüsen** und schnelles Erstarren unregelmäßig getrennt stehende **Blattern** erzeugen, auch ganz unregelmäßig geformte Flecke, Kappen und Kränze. All dies und Weiteres **am ruhig liegenden** Ei. – Als sonstige hierbei in Frage kommende **Faktoren für die Entstehung verschiedener Fleckengestalten** dürfen angenommen werden: das Mengenverhältnis zwischen den festen und den flüssigen Bestandteilen des Pigments, dessen Fähigkeit schnell oder langsam zu erstarren, die geringere oder größere Zähigkeit des Farbstoffs, der Widerstreit zwischen Adhäsion und Kohäsion auf der Eischale, die geringe oder größere Menge des ausgeschiedenen Pigments und der Grad der Löslichkeit dieses in seinem flüssigen Begleiter. Eine Rolle spielt dabei das **Schalenkorn** mit seinen Senken und Poren, in denen allein oder um die herum Pigment haftet. So besonders bei *Struthio, Numida, Pavo* und anderen Hühnerartigen. Es sind hier meistens sehr kleine, der Form der Senken und Poren entsprechende Fleckchen, die aber gelegentlich durch Vereinigung benachbarter auch größer werden können. Bei leichter Löslichkeit können die Ränder kompakter Kleckse auslaufen, **Brandflecke** erzeugend, oder in anderer Weise ihre Gestalt verändern.

Hinzu kommt der Einfluß der **Bewegung des Eies** kurz vor und während seines Verlassens des

mütterlichen Körpers (S. 594). Nach Vollendung der Kalkschalenbildung senkt sich das Ei mit dem Uterus aus dem Becken in die Bauchhöhle, wobei eine Änderung der Eilage die Zeichnung zu modifizieren vermag. Möglicherweise können die von BRADFIELD beobachteten, geringen **Oszillationen** des Eies im Uterus kleine Punkte zu kurzen **Frickeln** machen, z. B. bei *Motacilla alba*. – Der Bewegung in der Längsrichtung, wenn auch nicht bei allen Arten, folgt die Umwendung des Eies um seine Breitenachse. Da diese Drehung nicht immer **genau** in Richtung der Hauptachse geschieht, können noch nicht völlig erstarrte, wie auch im Moment der Wendung noch hinzu kommende Flecke **schräg** verwischt werden, zu „**Drehern**". Eine letzte Möglichkeit zur Verwischung auch in der Längsrichtung ergibt sich beim Schlüpfen des Eies aus dem Uterus heraus. Beim Haushuhn sieht man oft verschmierte Blutspuren. – Bei der Umwendung kommt zuweilen eine Fleckung am schlanken Ende statt am dicken vor, sowohl als braune Oberflecke wie auch als graue Unterflecke, oft, aber nicht immer, besonders dunkel und in Kranzform, dichter bis recht lockerer. Seltener ist eine Zeichnung im Gebiet beider Pole. Der ersten Fleckung folgt nach der Wendung des Eies die zweite, meistens die erste braun, die zweite grau, die nächste ebenfalls braun sein kann, wie Fälle in meiner Sammlung beweisen (s. S. 666). Das graue Ende ist natürlich immer das zuerst pigmentierte, da es den an sich braunen Farbstoff durch eine zarte Kalkschicht überdeckt. – Längs gerichtete gerade **Linien und Streifen** sind als in Uterusfalten entstanden denkbar, können sich aber vielleicht auch durch Zerrung während der Austrittsbewegung des Eies bilden; denn sie beginnen oft an dicken runden Farbstoffklecksen. Sie zeigen sich am stärksten ausgeprägt bei den **Paradisaeidae** und *Aegithina*, weniger auffallend bei *Myiarchus*, einigen **Pipridae** und *Pericrocotus*. Dünne und dicke Linien sind manchmal zu langen, mäandrisch mehrmals gewinkelten Zickzack-Formen entwickelt, können dann nicht aus Uterusfalten abgeleitet werden und bleiben schwer verständlich.

Am schwersten zu erklären sind die in allen Richtungen über die ganze Oberfläche sich erstrekkenden und sich z. T. überkreuzenden, faserartigen Linien, die sogenannten „**Emberizidenfäden**". Sie treten besonders bei *Emberiza- und Icterus-*Arten auf, teils nur als eine Menge kurzer Stücke oder sich lang hinziehender Adern, teils als zu einem **unauflöslichen Gewirr** verwoben. In ebenso zarter, aber auch in gröberer Ausführung sieht man sie als sehr auffallende Erscheinung bei *Chlamydera, Sericulus und Jacana*. Keine irgendwie denkbare Drehung des Eies langt hier zu einer Erklärung aus. Auch nicht die **lamellösen Längsfalten**, von denen GIERSBERG berichtet, daß sie „ein Netzwerk von zahlreichen Faltenblättern" bilden.

Man möchte vermuten, daß bei so komplizierten Zeichnungen, wie sie auch bei *Quiscalus* (früher *Megaquiscalus*) vorkommen, nicht Bewegung des **Eies**, sondern solche des **Pigments** vorliegen, in reicher Uterusflüssigkeit **zerfließende Gerinnsel** aus zähem Farbstoff. Freilich bleibt dann wieder die große Regelmäßigkeit der Zeichnung bei den genannten Arten unerklärt. **Mehrfach** das Ei umschlingende Linien fand ich nicht, wohl aber parallel eng aneinander liegende, die wie jene erscheinen können.

V) Besonderheiten in der Färbung, Verteilung und Intensität der Zeichnung. Die abwechslungsreichen Gestaltungen der Zeichnung werden nachfolgend mit Beispielen aufgeführt. Gruppen mit gleichen Fleckenformen können sehr verschiedene Arten umfassen. Umgekehrt können nahe Verwandte deutlich verschiedene Zeichnungen aufweisen. Zum Beispiel bei den Charadriiden und Scolopaciden:

feinste Bestäubung bei *Anarhynchus frontalis*,
lose Punkte bei *Charadrius dubius* und *hiaticula*,
dichtes Kritzelgewirr bei *Charadrius tricollaris, Elseyornis melanops*, bei *Cursorius* und *Rhinoptilus*,
kleine Fleckchen bei *Tringa ochropus*,
grobe Blattern bei *Tringa erythropus* und vielen anderen.

Der Zusammenhang zeigt sich darin, daß gelegentlich all diese Fleckentypen bei **allen** Charadriiden und Scolopaciden vorkommen, wenngleich nur als seltene Ausnahmen. Auf dem Ornithologen-Congreß in Amsterdam 1930 stellte DE VRIES solche überraschenden Varietäten aus seinen

Sammlungen holländischer Eier aus. Auch hier waltet der Zufall bloß in beschränktem Maße. Trotz weitgehender Variation bei manchen Arten erscheint fast immer ein im wesentlichen gleicher, artgebundener Zeichnungscharakter, wenn schon nicht stereotyp. Die Zusammenballung und Formung der Farbstoffklümpchen und die Ablagerung in verschiedener Weise und an verschiedenen Stellen der Eioberfläche ist auch individuell bestimmt, so daß man fast immer die Eier eines Geleges an der **Form** der Flecke und ihrer **Verteilungsart** als zusammengehörig erkennen kann.

Bei dichter, gleichmäßiger Verteilung handelt es sich in der Regel um viele kleinere, hellere Flecke. Kommen bei einer Art sowohl solche vor als auch wenige, einzeln stehende, grobe dunkle Blattern, dann auf einem Ei im wesentlichen immer nur entweder die eine **oder** die andere Zeichnungsart. Das beweist, daß in beiden Fällen die Pigmentmenge ziemlich gleichgroß ist, aber in verschiedenen Quanten je nach der Lösungsfähigkeit des umhüllenden Schleims aufgelagert wird. Die eine Weise schließt die andere aus, individuell oder artlich gebunden. Man kann dies besonders deutlich erkennen bei den zwei oder mehreren Typen (z. B. feinfleckige und grobfleckige) der Eier von *Fulica gigantea, Emberiza fucata, Anthus trivialis* u. a. bei derselben Art, bei *Chordeiles* und *Caprimulgus* innerhalb naher Verwandtschaft, auch bei Eiern der Greifvögel, Rallen und vieler anderer Arten oft zu beobachten.

Bei einseitig verjüngten Schalen liegt die Zeichnung hauptsächlich auf der breiteren Hälfte, wenn nicht noch weiter nach oben gerückt, oder sie ist dort verdichtet und gröber. Bei mehr elliptischen Eiern ist sie gewöhnlich gleichmäßiger überall verteilt. Das gilt auch für die **Unterflecke**, doch treten diese gewöhnlich sehr zurück, fehlen oft ganz und dominieren nur ausnahmsweise, wodurch dann ein ungewöhnlicher Gesamteindruck entsteht. Sehr oft bleibt das spitze Ende fleckenfrei, wenn nicht zufällig gerade dieses die Zeichnung trägt, z. B. bei manchmal ziemlich stark verjüngten Eiern des Sperbers, nicht bloß bei mehr kugeligen.

Reichtum und Armut an Zeichnung erscheinen ebenfalls nicht nur vom Zufall abhängig, sondern artgebunden, innerhalb der Familie aber **wechselnd**. So bei den Ibissen, Greifvögeln, Kranichen, Rallen, Alken, Kuckucken, bei Tyrannen und anderen Passeres. Immer **reich gefleckte** Eier haben die Falken, Kraniche, Trappen, Regenpfeifer, Schnepfen, Möwen, von kleineren Arten die Laufhühnchen, Cotingiden, Fliegenschnäpper, Drosseln, Würger, Meliphagiden, Pieper, Lerchen, viele Finken, Thraupiden, Weber, Stärlinge, Dicruriden, Paradiesvögel und Krähen. Ganze Familien mit bloß **geringer** Zeichnung der Eier sind eigentlich nur die **Diomedeidae, Hydrobatidae, Cariamidae, Conopophagidae, Vireonidae**. Um mehr solche Fälle anzugeben, muß man schon einzelne Gattungen und Arten aufführen, z. B. *Fratercula*, manche Tyrannen und Schwalben, einige Meisen und Finken. Beispiele für stets **ungefleckte** Eier findet man in vielen Familien, zufällig fleckenlose hauptsächlich bei nur schwach gefleckten oder punktierten.

VI) Die hauptsächlichsten Gestaltungen der Zeichnung.

1. **Spärliche Punkte** oder kleine Flecke, meistens bloß am stumpfen Ende, bei *Hydrobates, Fregetta*, manchen **Rallidae,** *Caprimulgus macrurus atripennis, Vireo, Phylloscopus* z. T., *Rhodopechys, Poospiza, Donacospiza, Muscisaxicola* und andere Tyranniden, *Euplectes taha, Nucifraga*. Gröber, jedoch nur sporadisch bei *Platalea, Oriolus, Struthidea*. Besonders zart, aber über die Oberfläche weiter verbreitet bei *Panurus*.
2. **Dichtere Punktierung**, fein bis grob, gleichmäßiger verteilt bei *Turnix, Fulica, Pitta, Toxostoma, Hirundo, Pellorneum, Sphenocichla, Falcunculus, Meliphaga, Icteria, Motacilla*, auch bei einigen Webern. Feinste **Zerstäubung** bei *Anarhynchus*. Gleichmäßig verteilte, dichte feine Punkte werden manchmal durch locker stehende gröbere Flecke ersetzt.
3. **Dichte kurze Strichel** („Frickel"), zart oder gröber, immer längsgerichtet auf der ganzen Oberfläche. Deutlich ausgeprägt oder leicht verwischt: *Porzana parva, Myiophoneus, Motacilla*, die meisten *Anthus* und *Alauda, Pica, Garrulus, Cissa*. Länger ausgezogen und bunter bei *Myiarchus, Myiodynastes, Machetornis, Pericrocotus erythropygius*. Auf dem einzelnen Ei haben fast alle Frickel gleiche Größe und Dichte.
4. **Kritzel und zerfaserte Flecke**, dicht bei *Charadrius alexandrinus* und *tricollaris, Cursorius,*

Rhinoptilus, Chordeiles, Macropsalis, Taraba, Attila; locker bei *Gygis* und *Tchagra.*

5. **Blattern**, also größere, getrennt stehende, mehr oder weniger scharf umrandete Flecke. Abgerundet und ziemlich gleichmäßig verteilt bei *Fulica gigantea, Larus, Rynchops, Coturnix, Porzana porzana, Eupetes, Phibalura, Turdus viscivorus, Cyanocorax cyanomelas.* Lockerer und ungleichmäßiger gestaltet und verstreut bei *Tyrannus, Prinia, Pyrocephalus, Corcorax,* manchmal lackartig dick aufsitzend.
6. **Wischer und Flatschen,** verwischte Strichel und Flecke oder zu größeren Flächen verschmierte oder zusammen geschobene, helle, aber auch ganz dunkle Flecke oft bizarrer Gestalt, so bei *Alca* und *Uria*, auch *Larus ichthyaetus*, aber gelegentlich auch bei vielen anderen reich gefleckten Eiern vorkommend: *Hagedashia, Phalcoboenus, Pernis, Otis, Pluvialis, Calidris, Larus, Ampelion, Phyllastrephus capensis, Sporopipes squamifrons, Psarocolius, Myiarchus.*
7. **Wölkung**, viele fast bis zum Eindruck der Einfarbigkeit verwaschene dichte, meistens hellere Flecke ohne scharfe Konturen bei *Phaethon, Falco, Otis, Petroica bicolor, Brachypteryx, Motacilla flava, Luscinia svecica*, manchmal wie bloße Schatten.
8. **Schnörkel und Wurmlinien**, kurze bis lange, unregelmäßige, vorwiegend dunkle Züge wechselnder Breite und mit stellenweisen Verdickungen, meistens schräg verlaufend. In der Regel so bei *Chlorocichla simplex, Chlamydera, Trichastoma sepiarium, Actionodura, Emberiza calandra* und *schoeniclus, Coccothraustes, Tachyphonus melanoleucus, Quiscalus.* Gelegentlich bei *Larus, Burhinus, Uria, Rupicola, Caprimulgus madagascariensis.*
9. **Schlangenlinien**, sehr auffallende, lange, schmale Bänder, die sich z. T. auf der ganzen Oberfläche in verschiedenen Richtungen um das Ei schlingen, oft sich überkreuzend: *Jacana, Sericulus, Chlamydera.*
10. **Adern und Wirrlinien**, feine gekrümmte Fäden, kurz und mehr kritzelig bei *Saltator* und *Anthreptes malaccensis,* spiralig in Richtung der Breite oder schräg, oft scheinbar mehrfach um das ganze Ei gewunden, auch als einzelne Züge auftretend oder sich überschneidend, bei *Emberiza, Icterus, Legatus, Quiscalus.* Bei *Pomatostomus* und bei *Phragamaticola,* gelegentlich auch bei anderen Arten, die ganze Oberfläche netzartig überspannend, als noch dichteres Gewirr bei *Charadrius tricollaris, Thinornis, Rhinoptilus, Cursorius temminckii.* Bei *Phragamaticola* erscheint die Zeichnung oft flächenhaft wie der Abdruck ziemlich großer dünner Hautfetzen, netzartig.
11. **Streifen**, immer längsgerichtete, wie mittels Pinsels sehr lang gezogene Flecken in geringer Zahl, eine auffallende, nicht häufige Erscheinung. So bei *Paradisaea, Ptiloris, Piprites, Aegithina tiphia.* Weniger auffallend, weil viel dichter und zarter bei *Myiarchus.*
12. **Brandflecke**, wie fuchsige Schatten hell auslaufene Ränder um meist grobe dunkle Blattern. Nur bei Arten mit dick aufgelagertem Pigment, welches weniger fest aufsitzt und sich daher zum Teil im Uterusschleim löst. Nicht gerade häufig zu beobachten, jedoch regelmäßig bei *Thalasseus,* besonders *Th.maximus,* aber gelegentlich auch bei *Alca, Phytotoma, Bombycilla, Oriolus, Fringilla coelebs u. a.*
13. **Kränze,** ringförmige, dichte Anhäufungen von Flecken, Kritzeln oder Linienzügen meist am stumpfen Ende, teils umgeben von lockeren Fleckchen, teils isoliert ohne solche. Bei großen Arten viel seltener als bei kleinen. Meist bloß gelegentlich neben anderen Varietäten. So bei *Regulus, Prinia, Emberiza cia* und *cioides, Poospiza, Saltator, Lanius, Icterus.* Am schärfsten ausgebildete Kränze als oft alleinige Zeichnung bei *Monarcha cinerascens impediens, hebetior eichhorni* und *Emberiza flaviventris,* besonders bei *Arachnothera longirostris* und *Aegithalos concinnus,* bei dieser Art äußerst zart und ganz nahe an den Pol gerückt. Oft auch stark ausgeprägt bei *Rhipidura.*

Ungewöhnlich sind **doppelte Fleckenkränze** (vergl. S. 663), einer am stumpfen, der andere am spitzen Ende, vorwiegend auf der dicken Eihälfte („oben") **grau** gefärbt (Unterflecke), auf der spitzen **braun** (Oberflecke). Zum Beispiel notiere ich bei

NEHRKORN: *Milvus migrans,* beide Enden braun, aber bei *Petroica macrocephala, Artamus cinereus hypoleucus, Batara cinerea* Unterflecke oben.

Brit. Museum: *Elanus scriptus* beide Kränze braun, *Ictinaetus malayensis* Unterflecke am spit-

zen Ende.

v. Treskow: *Buteo lagopus* oben grau.

Gowland: *Elanoides forficatus* doppelte Fleckenkränze.

G. Schulz: *Milvus milvus* und *Falco tinnunculus* doppelte Fleckenkränze.

Schönwetter: *Accipiter nisus* Unterflecke am spitzen Ende. Unterflecke am stumpfen Ende: *Aquila pomarina, Buteo hemilasius* und *buteo, Philemon corniculatus, Lanius minor, Pitta sordida novaeguineae, Pyrrhocoma ruficeps, Cyanocorax chrysops*. Beide Kränze nur aus braunen Oberflecken bei *Accipiter nisus, Milvus migrans* und *lineatus* und *Buteo buteo* und *albicaudatus hypospodius*.

Zwei zarte blaßblaue Ringe am spitzen Ende und vier solche auf der dicken Hälfte eines meiner *Uria*-Eier erscheinen wie durch ruckweise Bewegung des Eies ohne Drehung entstanden. Alle sechs Ringe sind genau parallel der Breitenachse. (vergl. S. 661)

Rey erwähnt zwei Kränze bei *Lanius collurio* (Unterflecke oben),

Penard bei *Pitangus sulphuratus* und *Guara rubra*.

Hoogerwerf bildet ein Ei im Gelege von *Lanius b. bentet* als Figur 84 ab mit Unterflecken oben, Oberflecken unten, also am spitzen Ende.

Parker Norris führt im Oologists' Record 1926, S. 25, eine Reihe ähnlicher und anderer Abweichungen von der Regel bei Greifvögeln auf.

14. **Kappen.** Bei manchen Eiern hat sich der größte Teil des Pigments als eine geschlossene Haube am stumpfen Ende abgesetzt, sehr selten einmal seitlich, so im Wiener Museum bei *Falco tinnunculus* aus der Gefangenschaft und bei *Psarisomus dalhousiae*. Bei einem Zweiergelege von *Neophron* trägt das eine Ei eine Kappe am stumpfen Ende, das andere eine solche am spitzen. Durch teilweise Lösung des Pigments im Uterusschleim entstandene Verwaschungen („**Brandflecke**") können gleichzeitig in allen Richtungen verlaufen, während **Verwischungen** infolge bloßer Verschiebung natürlich jeweils eine bestimmte Richtung einhalten, meist parallel der großen Achse, aber auch quer, was ebenfalls zu einer Vorstellung von den z. T. noch ungeklärten Verhältnissen im Uterus und in den Bewegungsvorgängen in diesem beitragen kann. Von den sogenannten „**Drehern**" war bereits auf Seite 662 die Rede.
15. **Schwarze Punkte und Haarlinien**, die sich manchmal deutlich bei *Garrulus, Cuculus, Anthus, Sporophila* u. a., erst unter der Lupe bei vielen Arten, über der normalen Färbung finden, sind offenbar verspätete kleine Pigmentablagerungen, wie solche bei *Saltator* und ähnlichen schwach gezeichneten Eiern als normale Zeichnung auftreten, auch hier erst in den letzten Momenten der Schalenbildung abgelagert. Bei *Coturnix, Francolinus, Phasianus* und anderen sieht man gelegentlich **weiße**, lackartig glänzende **Kalkkleckse** obenauf liegen (s. S. 638).
16. **Flecke** schlechtweg nenne ich die gewöhnlichen, eckigen und sonstigen Tüpfel, von denen die Blattern nur rundliche Modifikationen sind. Flecke in diesem engeren Sinne findet man weit verbreitet, z. B. bei den Sylvien.

g) Die Variation der Zeichnung beruht zunächst auf der **Farbe der Flecke**. Diese ändert bei den **Oberflecken** meistens nur in dem Rahmen ab, der sich aus der verschiedenen Dichtigkeit des sepiabraunen bis dunkelrostbraunen Pigments ergibt. Wo es am dicksten abgelagert ist, kann es braun bis schwarz erscheinen, dagegen rötlich in dünner Schicht, gelöst im begleitenden Schleim. Dabei entstehen dunkle und helle olivbraune bis lehmfarbene Töne, fuchsige bis ausgesprochen rote, bei denen wohl auch chemische Veränderungen des ursprünglichen Farbstoffs mitwirken, da die bloße Verdünnung und Verdickung zur Erklärung der stark verschiedenen Nuancen – schwarz bis rot – nicht ausreicht. Dies um so mehr, als dunkelviolett-graue Flecke vorkommen, die kaum als Unterflecke, sondern ganz wie Oberflecke erscheinen (*Thamnophilus, Tchagra, Myiarchus* u. a.). Bunter wird das Bild, wenn **Unterflecke** hinzutreten, die verschieden tief in der Schale eingebettet sind, was eine bläulichgraue bis violette Abwandlung der braunen Töne hervorbringt. Die geringste trübe Kalküberlagerung verändert schwarzbraun in ein dunkles Schiefergrau bis Purpurbraun, aus dem mit zunehmender Tiefe ein immer heller werdendes Blaugrau hervorgeht, bei äußerlich mehr roten Flecken ein Lila oder Violett. Weitere Abwechselung kommt durch die gelegentliche Über-

lagerung von Ober- und Unterflecken. Manche Eier sind mit nur **einer** Farbe gezeichnet, in der Regel schwarz, braun oder rot, seltener grau (*Thamnophilus, Tchagra*). Bei anderen Arten können gleichzeitig mehrere Töne sowohl der Oberflecke als auch der Unterflecke auftreten.

I) Veränderung von Fleckenfarben durch Bebrütung, Licht und Altern. Sie ist ihr fast gar nicht unterworfen, jedenfalls viel weniger als die meisten zarteren Grundfarben. Durch Dr. KRÜPER **1850** in Pommern gesammelte Adlereier meiner Sammlung sehen noch ganz frisch aus. Aber REICHENOW fand statt der gefärbten Eier bei alten *Ploceus melanocephalus* nur einfarbig weiße. Doch wurden z. B. bei *Locustella* die frisch schön rosaroten Frickel mit der Zeit mehr braun, ebenso die roten Flecke auf einem erythristischen Ei von *Lanius cristatus* meiner Sammlung und ebenda beginnt der rosa Hauch meiner *Pterocles bicinctus* und *indicus* merklich auszublassen, ebenso bei *Cissilopha sanblasiana yucatanica*. Bei *Lagopus* werden die rötlichbraunen Flecke schwarz, ebenso die grünen glasigen Auflagerungen bei *Dromiceius*, während sich die bei *Casuarius* mit dem Alter in elfenbeingelb oder grünlichgrau umfärben, ausbleichen können. – **Innerhalb des Geleges** sieht man nur seltener einen erheblichen Unterschied in der Zeichnung (vergl. Seite 670).

II) Starke Färbungsunterschiede bei derselben Art und bei nahen Verwandten. Im übrigen ergibt sich die Variation der Zeichnung daraus, daß die vorstehend unter 1. bis 16. angegebenen **Fleckgestaltungen** teils je für sich allein auftreten, teils in Mischung, und daß die mehr oder weniger reiche, zarte oder grobe Zeichnung in mannigfacher Weise auftreten kann, markiert oder verwischt, dicht oder locker. Hinzu kommt die Art der **Fleckenverteilung** auf der Oberfläche. Die Flecke können überall oder bloß oben oder unten stehen, gleichmäßig verteilt oder regellos, oben dichter als unten. Zum Beispiel können es bei der Wachtel (*Coturnix*) und beim Kiebitz (*Vanellus*) gleichmäßig überall verteilte, dichte kleine Punkte sein, aber auch unregelmäßig verstreute, lockere grobe Blattern und Flatschen. BELCHER (1930) erwähnt ein Dreiergelege von *Dicrurus ludwigi*, das erste Ei mit ausgeprägtem Fleckenkranz, das zweite mit einem aufgelockerten, das dritte mit gleichmäßiger Verteilung über das ganze Ei, wie denn jeder Sammler schon Ähnliches gelegentlich fand. Bei Arten mit schwacher Zeichnung fällt diese zuweilen gänzlich aus, bei besser gefleckten Eiern ist das selten. Bei kräftiger Zeichnung kommt es oft zur Bildung von sehr großen Flecken oder zu Kränzen und Kappen. So jedoch nur ausnahmsweise bei gewöhnlich gefrickelten Schalen. Wie diese, treten auch Streifen, Wirr- und Schlangenlinien fast nur unvermischt auf, während feine Adern zwischen kleinen und großen Tupfen liegen können, was auch für Wurmflecke gilt. Meistens herrscht bei einer Art bloß **ein** bestimmter, wenig schwankender Zeichnungscharakter vor, wie die feinen Punkte bei *Hirundo*, die Schlangenlinien bei *Jacana*, die spärlichen schwarzen Fleckchen und Kritzel bei allen tiefblauen Eiern. Andererseits sehen wir bei einander nahe stehenden Arten, wie *Cyanocorax coeruleus* und *cyanomelas* zwei ganz verschiedene Typen, einen unauffälligen, dunklen, dicht fein gefrickelten und einen hellen, locker grob geblatterten, höchst auffallend – diese beiden Möglichkeiten in einigen Fällen sogar bei derselben Art (*Anthus trivialis, Emberiza fucata, Molpastes* u. a.). Niemals aber beide auf demselben Ei oder im selben Gelege, was auf Faktoren (Gene?) schließen läßt, welche je nur eine bestimmte Fleckenform und Verteilung bewirken. Punktartige Flecke und kreiselige Linien kommen beisammen vor, so bei *Saltator, Poospiza, Gnorimopsar, Emberiza*. Besonders bei dieser letzten Gattung zeigt sich in der sehr großen Variation, daß diese weniger spezifisch als individuell bedingt ist. Teils gewöhnliche Flecke, teils geschlängelte haben z. B. *Uria, Larus, Haematopus, Burhinus, Rupicola*. Ausführliches in dieser Beziehung bieten unsere Einzelbeschreibungen der Eier in den auf Seite 651 als oologisch nicht einheitlich bezeichneten Familien, unter denen besonders die **Alcidae, Glareolidae, Pycnonotidae, Nectariniidae, Fringillidae, Ploceidae, Icteridae und Paradisaeidae** Beispiele geben für die verschiedensten Zeichnungstypen und Färbungen. Nichts ist bekannt über die Umstände, welche zu so stark varianten Gestaltungen der Fleckung führen trotz gleicher Verhältnisse im Lebensraum und in der Ernährung, innerhalb der **Art** z. B. bei *Anthus trivialis* oder bei *Emberiza citrinella* und *fucata* im Gegensatz zu fast allen anderen Arten dieser beiden Gattungen, und innerhalb der scharf umgrenzten **Familien** der **Tinamidae** und der **Alcidae**, wohl den auffallendsten Beispielen für eine

ganze Reihe von vollkommen verschiedenen Typen bei sehr naher Verwandtschaft. Einzelheiten im Systematischen Teil bei den einzelnen Arten.

III) Hellgrüner Gesamtton bei sonst bräunlichen Eiern. Von wesentlichem Einfluß auf den Gesamteindruck ist es, ob und in welchem Umfang und in welcher Intensität **Unterflecke** vorhanden sind, da sie mehr oder weniger einen grauen, blauen oder violetten Ton in die Erscheinung der Oberfläche bringen können. Fast immer treten sie stark zurück, oft erst unter der Lupe sichtbar werdend. Die häufig zu findende, zu kurze Beschreibung „braun und lila gefleckt" verführt leicht zu der ganz falschen Vorstellung, als seien diese beiden, die Ober- und Unterflecke charakterisierenden Farben in etwa gleicher Menge und Intensität zu sehen. Wegen der vorwiegend geringeren Größe und kleineren Menge, sowie infolge des meist **bleichen** Tons der Unterflecke, ist trotz ihrer Erwähnung gewöhnlich nur wenig oder fast nichts von ihnen zu bemerken, besonders, wenn sie zwischen dichten, dunklen Oberflecken stehen, z. B. bei Lerchen und Piepern. Deutlich erkennt man sie bloß, falls sie groß sind oder isoliert stehen oder als intermediäre Flecke sehr dunkel erscheinen, z. B. dunkelpurpurbraun oder tief violettgrau, nicht eben häufig vorkommend. Man wird sie bei den **einfarbig** weißen, grünen, blauen, roten Eiern selbst im durchfallenden Licht vergeblich suchen. Sie **fehlen** auch bei allen echten Hühnern und bei vielen braun oder schwarz gezeichneten Eiern vollständig. So bei *Jacana*, nicht wenigen Tyrannen (*Xolmis, Ochthoeca, Fluvicola* u. a.), bei *Phytotoma, Garrulax, Turdus philomelos, Ephthianura*, bei vielen Fringilliden, wie *Saltator, Rhodopechys, Carpodacus, Uragus, Poospiza, Saltatricola, Gubernatrix*, ferner meistens beim Pirol. Alle tiefblauen Eier sind höchstens spärlich schwarz gezeichnet und besitzen keine Unterflecke, was ursächliche Zusammenhänge vermuten läßt (vergl. S. 652). Hauptsächlich **nur Unterflecke** weisen einige Arten auf, **regelmäßig** so bei *Balearica, Cariama cristata, Eurostopodus macrotis cerviniceps, Caprimulgus carolinensis, Eurocephalus anguitimens, Sylvia nisoria, Hypocolius ampelinus, Sphenoeacus africanus, Ptilostomus afer*. Die Farbe ihrer meist spärlichen Fleckung wechselt hier von grau über blau bis dunkelviolett. Dazwischen kommen zwar bisweilen braune Fleckchen vor, gewöhnlich aber nur Spuren solcher oder gar keine.

Ausnahmsweise tritt an Stelle der rotbraunen Fleckung eine **bläulich-graue Tönung** dieser und der gesamten Oberfläche, besonders bei Greifvogeleiern, in meiner Sammlung z. B. bei *Gypaetus, Aegypius*, mehreren *Aquila-* und *Falco-*Arten, auch bei *Capella gallinago, Tringa totanus, Charadrius dubius curonicus, Philohela minor, Acrocephalus arundinaceus, Alauda arvensis* u. a. PARKER NORRIS erwähnt im „Oologists Record" 1926 solche nur grau gezeichnete Stücke seiner unvergleichlichen Greifvogeleier-Sammlung bei *Cathartes, Accipiter, Buteo (Rupornis), Hypomorphnus (Urubitinga), Spizaetus, Uroaetus, Hieraaetus* und *Pseudogyps*. Ursache ist hier immer die Kalküberdeckung des an sich rotbraunen Pigments, denn andersfarbiges ist in den Flecken bisher nicht bekannt. Hier hörte also die Farbstoff-Absonderung früher auf als die Kalkausscheidung. So auch bei meinem **stärkst** pigmentierten Ei von *Cariama cristata*, erkennbar nur im durchfallenden Licht, außen nicht die geringste Spur davon zu sehen auf der ungefleckten weißen Schale. – Der Farbton der Unterflecke hängt davon ab, wie tief sie in der Schale liegen. Die Abwandlung der braunen Farbe in bläuliche beruht hier auf GOETHES „Urphaenomen" (trübes Medium vor dunklem Hintergrund), nach der neueren Erklärung auf Interferenz der Lichtwellen. Intermediäre, tief **violett**braune Flecke kann man sich entstanden denken durch Überlagerung zweier (an sich brauner) durch eine zarte Kalkhaut getrennte Flecke gleich unter der Oberfläche.

h) Zeichnung bei gewöhnlich ungefleckten Eiern. Solche Fälle sind recht **selten** bei Arten, die wie ihre auch weiter gefaßte Verwandtschaft normalerweise lediglich einfarbige, insbesondere weiße Eier legen. Dabei werden oft Zweifel am Platze sein, ob es sich nicht nur um Blutspuren oder Ausscheidungen von Insekten handelt, das letzte umsomehr, als hauptsächlich Vögel mit geschlossenen Nestern in Frage kommen. Für bloßen Schmutz wird man alles halten dürfen, was sich ganz leicht abwaschen läßt. Weniger gilt dies für Blut, das fest ansitzen und sogar als grauer Unterfleck auftreten kann. Daher wird selbst das geübte Kennerauge hier nur in beschränktem Maße aus Farbe, Gestalt und Anordnung der Flecke zuverlässige Schlüsse ziehen. Beispiele für so festge-

stellte, zufällige, aber wahrscheinlich echte Pigmentierung enthalten unsere Beschreibungen der Eier von *Ardea cinerea, Centropus sinensis*, von *Bubo, Ketupa, Surnia, Athene, Asio*, ferner von *Agapornis lilianae, Brotogeris versicolurus chiriri, Aegotheles, Apus melba, Halcyon sancta vagans, Merops apiaster*, von mehreren Dendrocolaptiden, *Cecropis abyssinica puella, Delichon urbica, Ficedula hypoleuca, Cinclus cinclus aquaticus* (A. Systematisches). Von allen diesen wurden meistens nur ganz vereinzelte Fälle bekannt, und insofern bilden sie eine Gruppe für sich, im Gegensatz zu einer zweiten, in welcher gefleckte Eier als eine nicht ständige Erscheinung in verschiedenem Grade häufiger sind. Das ist der Fall bei *Syrigma* unter den Reihern, bei *Cochlearius, Anhinga, Gyps, Pseudogyps, Haliaaetus, Accipiter gentilis, Circus pygargus* und *aeruginosus*, häufiger bei *Circus cyaneus, Fratercula, Plautus alle, Monticola saxatilis* und *solitarius, Phoenicurus phoenicurus* und *ochruros, Oenanthe oenanthe* u. a. Bei *Ph. phoenicurus* soll Fleckung in nördlichen Gegenden viel häufiger sein als bei uns. – Manchmal klärt sich eine „ungewöhnliche" Zeichnung oder Färbung auf durch Irrtum in der Artbestimmung, wie bei Reys geflecktem *Bubo*-Ei, das sich als *Milvus* erwies, und das ebenso berühmte blaue *Barbatula (Pogoniulus)*-Ei Nehrkorns, von *Euplectes (Pyromelana)* gelegt.

i) Scheinbare Fleckung nenne ich eine solche, welche **nicht** von eisenfreiem Pigment herstammt und sehr verschiedene Ursachen haben kann. Da sind zunächst **Blutspritzer**, meistens verwischt, die bei allen Arten auftreten können. So bei Haushuhneiern nicht selten, aber auch z. B. bei *Phalacrocorax* in meiner Sammlung zu sehen. – Dann vom Nest herrührend, die bereits erwähnten **rostigen Flecke** bei *Steatornis* u. a., die karminroten bei *Phaethornis*, die wie Abdrücke von Blättchen wirkenden Flecke bei *Podiceps* und *Colius*, zahlreiche schwärzliche Punkte aus Insektenkot bei *Upupa* und *Sturnus*, unabwaschbare schwarzgraue Staub- und braune Erdflecke, oft die ganze Oberfläche bedeckend, Staubflecke z. B. bei *Parus, Regulus* und manchen Dendrocolaptiden, Erdflecke besonders bei den Pinguinen. Ferner Reste der schwer ganz zu beseitigenden gelben Schleimablagerungen (Faeces) bei *Otus atricapillus, Hirund-apus giganteus* und *Merops superciliosus* in meiner Sammlung. Gelbliche Fleckchen bei *Puffinus* sind von außen sichtbare Stellen der inneren Kalkzone, an denen die äußere abgeplatzt ist. Die auf Abbildungen (z. B. bei Rey und im „Neuen Naumann") gefleckt erscheinenden Eier von Pelikanen, Tölpeln und Pinguinen sind lediglich durch Erde beschmutzt, welche aber infolge der Schleimdecke sehr fest anhaften können. – Die von Hoogerwerf (1949) oft erwähnten schwarzen Punkte bei Eiern der Eulen, Papageien, Nashornvögel, Capitoniden, also Höhlenbrütern, können von Insektenkot oder Staub in den Poren herrühren, wie schon oben bei *Upupa* angegeben.

Bei *Pseudibis davisoni* in der Sammlung Nehrkorn entstanden trübgrünliche Flecke auf etwas hellerem Grund dadurch, daß Teilchen der unvollständigen Oberhaut kleine Stellen decken und ein dunkleres Aussehen dieser bewirken, wie die Lupe verrät. Blaßgraue „Flecke" bei Spechteiern, *Todus* u. a. entstehen, wo innen die weiße Schalenhaut abplatzt und die wachsartig grau durchscheinende Kalkschale als solche erkennbar wird, auch bei Nehrkorns Pipriden *Schiffornis* am Bohrloch beobachtet. Grüne Flecke bei Enteneiern wurden für „Ölflecke" gehalten, sind aber bloße Verdickungen der Cuticula oder klecksartig aufgetragene Stücke dieser, die wie Lackspritzer wirken. Solche Verdickungen der Oberhaut findet man auch in und an den Poren bei *Struthio, Pavo* und *Numida*, Zeichnung vortäuschend. Auch die seltenen, stellenweisen Verdickungen der Grundfarbe wirken so, z. B. bei blauen Kuckuckseiern. Kleine Stellen, an denen **Stockflecke** (Schimmelpilze) den Farbstoff zerstörten, können aussehen wie gelbliche Flecke, ebenso kleine Flächen, auf denen die Grundfarbe nicht haftete. Bei den Megapodien erzeugt die Feuchtigkeit aus sich zersetzenden Vegetabilien zuweilen eine wolkige Färbung der zarten Kalkoberhaut in verschiedenen Tönen, gelblich bis rötlichterrakott. Tritt Nestfeuchtigkeit an einzelnen Stellen unter die Oberhaut, dann können diese wie Unterflecke erscheinen, ohne solche zu sein. So die von Nehrkorn erwähnten „violetten Schalenflecke" bei *Macrocephalon* und das an zartfleckige *Argusianus* erinnernde Aussehen der *Leipoa*-Eier. Bei den Crotophagiden können Kratzer in der weißen Kalkauflagerung und kleine abgeplatzte Stellen dieser von Laien für eine blaue Zeichnung gehalten werden, weil da die blaue Schale durchblickt. Das weiße Netz bei *Guira* wirkt ähnlich. Die

mit bräunlichrotem Sandstaub erfüllten Porengruppen bei *Struthio camelus molybdophanes* erwecken den Eindruck einer reichlichen Fleckung auf der gesamten Schale. Abgescheuerte Prismenköpfe rauher Schalen mit gelblicher Oberhaut können eine weiße Punktierung vortäuschen (z. B. zwei *Falco rusticolus* meiner Sammlung). Aber alle diese Fälle haben nichts zu tun mit Flekken im Sinne der Oologie. **Nicht** hierher gehören die gefleckten Reihereier bei *Syrigma, Tigrisoma* und *Cochlearius*, da es sich bei ihnen zweifellos um eine wirkliche Pigmentierung handelt. Ob das auch für *Anhinga (Plotus)* gilt, ist immer noch nicht ganz sicher.

j) Färbungsvariation in der Familie, der Art und im Gelege (z. T. fremde Eier im Nest). Da die verschiedenen oologischen Gesichtspunkte ineinander greifen, wird vieles hier zu Sagendes an anderen Stellen behandelt. So für alle in Betracht kommenden **Familien** und **Arten** Spezielles hinsichtlich der Variation von Grundfarbe und Zeichnung im ganzen Systematischen Teil (A), mehr Allgemeines hier auf den vorigen Seiten (660–670).

Im **Gelege** ist erhebliche Abänderung selten, vielmehr besteht in den meisten Fällen eine weitgehende, fast stereotype Übereinstimmung in jeder Beziehung. Zuweilen findet man aber neben den normalen Eiern eins mit anders getönter Grundfarbe, wie in zweien meiner Drosselrohrsängergelege, je eins mit olivbraunem statt bläulichweißem Grund, oder ein reicher und dunkler gefärbtes Zwergei. Im Möwengelege kann das eine Ei dunkelbraun, das zweite hellgrau, das dritte vielleicht bläulich im Grund sein, und während das eine Stück gewöhnliche Flecke trägt, kann das andere Kritzel und Wurmlinien zeigen. Über die Ursachen des sich manchmal binnen 24 oder 48 Stunden auffallend ändernden Färbungscharakters ist nichts bekannt. Man könnte an Nahrungsmangel bei schlechter Witterung, Krankheit, Beunruhigung und ähnliche Störungen denken, wenn es sich bestimmt nur um **ein** Weibchen handelt. Im Sperlingsgelege ist fast regelmäßig ein Ei heller, nicht immer das zuletzt gelegte. Feinere statt gröberer Zeichnungen treten auf, Linienzüge, Kritzel, Flatschen statt gewöhnlicher Flecke. Aber keine erythristischen, selten cyanistische neben normalen Eiern. Gelegentlich handelt es sich um **fremde Eier im Nest**, teils derselben, teils einer anderen Art, nicht bloß von Brutparasiten. LEVERKÜHN (1891) schrieb ein ganzes Buch über dieses Thema. Nicht selten sind die fünf Eier des Sperbergeleges recht verschieden. Bei ihm, wie bei vielen anderen Arten, befindet sich die Zeichnung manchmal am spitzen statt am stumpfen Ende neben normal gefleckten Eiern des Geleges. Bei Adlern und Bussarden entbehrt oft ein Ei der Färbung, wie besonders auch bei vielen schwachgefärbten anderen ein gänzlicher oder teilweiser Ausfall des Pigmentes vorkommt. Umgekehrt erfolgt Steigerung des Farbstoffs höchst selten bei bloß einem Ei des Geleges, wie auch Erythrismus und Cyanismus, soweit bekannt, fast immer das ganze Gelege erfassen, z. B. bei den seltenen, ungefleckt bläulichweißen Eiern der Drosselrohrsänger, die sonst immer reich, kräftig und ziemlich dunkel gefärbt sind. In einem dunkelgraubraunen Feldlerchengelege fand ich ein nur blaßgrau gezeichnetes Ei, nach allen Kriterien unzweifelhaft vom selben Weibchen. Im allgemeinen wird man bei starken Abweichungen immer auf verschiedene Weibchen im Spiel schließen dürfen, wenn nichts Besonderes dagegen spricht. Sehr selten nimmt der Grad der Fleckung innerhalb des Geleges stetig ab, so bei einem meiner Wacholderdrossel-Gelege mit allmählichem Umschlag des anfänglich bräunlichen Gesamteindrucks in einen hellblauen. Stetige Abnahme der Eigröße innerhalb des Geleges wurde wiederholt beobachtet. Eine Zunahme der Färbungsintensität nicht nur bei Zwergeiern stellte man bei **Nachgelegen** fest, aber auch das Gegenteil, so daß wohl keine Regel besteht. Die Befruchtung durch verschiedene Männchen bleibt dabei bestimmt ohne Einfluß, doch kann sich ein solcher bei der nächsten Generation zeigen in einer mediären oder alternierenden Eifärbung. Infolge weit vorgeschrittener Bebrütung können die Eier dunkler erscheinen, einzelne sehr große Eier im Gelege können heller gefärbt sein.

Über die **„Größenvariation im Gelege“** und andere der Messung und Berechnung zugängige, oologische Werte, wird zahlenmäßig berichtet in der Abteilung B „Mathematischer Teil“ (Seite 88–91).

k) Abnorme Färbungen. Teils zufällige, teils vererbliche Umstände haben bei vielen Arten die Färbung von Grund und Zeichnung so stark verändert, daß die Eier oft artfremd erscheinen über das hinaus, was von der **regelmäßigen** Variation bereits gesagt wurde. So sah ich statt grünlichem

Grund hell gelbbräunlichen bei *Serinus striolatus* in der Sammlung v. Erlanger. So ist es auch bei einem meiner Gelege von *Acanthis cannabina fringillirostris.* Bei *Lanius cristatus, Acrocephalus arundinaceus* u.a. kommt reinweißer Grund statt getöntem vor, bei *Carpodacus* statt geringer dunkler Zeichnung ausnahmsweise ziemlich dichte helle (Sammlung Henrici).

I) Leucismus (Weißsucht) liegt vor, wenn bei sonst normal ausgebildeter Schale deren gewöhnlich farbiger Grund durch einen weißen ersetzt ist, wobei die Zeichnung erhalten oder verändert sein kann oder verloren geht. Von ungefleckten Eiern wurden mir weiße Eier bekannt von *Rhynchotus rufescens, Crypturellus tataupa* und *obsoletus*, auch von *Sturnus vulgaris* und *Cistothorus palustris paludicola*, also von sonst violettgrauen, bräunlichroten, blauen und schokoladenfarbenen Eiern. Ich habe auch ungefleckt weiße von *Hippolais icterina, Erithacus rubecula, Sylvia nisoria, Corvus corone cornix* und *C. frugilegus* u. a. Das Brit. Museum besitzt weiße Eier mit blassen, verwischten, z.T. verfärbten Flecken von *Turdus merula* und *T. philomelos.* Das Handbook British Birds (Witherby IV, S. 114) erwähnt ein reinweißes *Gavia immer*-Gelege mit Hochglanz, der nur bei fertig entwickelter Schale vorkommt. (Ausfall der Färbung oder Wickmanns weißes Pigment?) Eines meiner *Scolopax*-Gelege trägt auf weißem Grund viele violettgraue Unterflecke neben einigen rötlichbraunen. Einen Wegfall der farbigen Grundtönung verbunden mit Verlust oder starker Aufhellung der Zeichnung kennt man auch bei *Cuculus canorus, Sylvia atricapilla, Motacilla alba, Anthus campestris, Acanthis cannabina.* Von *Acrocephalus palustris* und *arundinaceus* gibt es weiße Eier mit bloß wenigen blaßgrauen, fast unsichtbaren Unterflecken. Bei in der Regel auf leicht getöntem Grund reich gezeichneten Eiern kommen **rein**weiße Stücke vor, bei denen sich die Fleckung in wenigen schwärzlichen Punkten konzentriert hat, wie bei *Sylvia melanocephala* und *Erythropygia galactotes* wiederholt gesehen. Nur scheinbar leucistisch sind alte, ursprünglich blaue Eier von *Monticola, Sturnus, Sialia, Phoenicurus rufiventris* u.a., deren Tönung zu weiß ausgebleicht ist. Reinweiße Eier von *Erithacus rubecula* und *Sylvia curruca,* fast oder ganz ohne Fleckung, in meiner Sammlung fallen durch ihre bedeutende Größe auf und lassen einen **Zusammenhang zwischen Größe und Färbung** vermuten. Ein solcher wurde auch bei *Sterna hirundo* beobachtet. **Unechter Leucismus** beruht auf **vorzeitiger Eiablage,** so daß die Ausbildung der Oberfläche unvollendet bleibt. Unter dieser sind ja fast alle Schalen weiß, und so kommt es zu reinweißen Eiern nicht nur bei gewöhnlich schwach gezeichneten von *Diomedea, Fratercula, Rallus, Buteo* und vielen anderen, wo auf an sich schon weißem Grund lediglich das Fleckenpigment ausfällt, sondern auch bei sonst kräftig gefleckten mit anderer Grundfarbe, wie *Pernis, Falco, Larus, Sterna, Haematopus, Uria, Alca, Perdix, Lullula, Passer, Corvus* u.a. Das Pigment braucht jedoch nicht immer ganz zu fehlen. Besonders bei aus dem Vogel geschnittenen Eiern liegt es manchmal als großer formloser Klecks auf der noch nicht gefärbten, also weißen Schale, die nur irrtümlich für leucistisch gehalten werden könnte. Wirklicher Leucismus liegt nur dann vor, wenn anstelle einer im Normalfall **farbigen** Oberfläche eine weiße getreten ist. Ein Beispiel für mit Erythrismus kombinierten Leucismus bietet ein *Lanius cristatus*-Ei meiner Sammlung mit scharf markierten roten Flecken und Punkten auf milchweißem Grund. Ebenso bei *Turdus philomelos* im Brit. Museum. Bei außereuropäischen Arten wird all das natürlich ebenfalls vorkommen, doch sind mir keine charakteristischen Fälle in der Erinnerung. Handelt es sich doch um Seltenheiten, die nur in großem Material einmal zu finden sind. Eigentlicher Leucismus liegt auch **nicht** vor bei weißen Eiern, die normalerweise neben blauen auftreten (*Paradoxornis, Diplootocus, Zosterops* u. a.), auch nicht, wenn eine weiße Kalkdecke die eventuell reiche Fleckung (*Cariama cristata*) oder die blaue Grundfarbe verbirgt (*Sula, Phalacrocorax, Podiceps*).

II) Melanismus (Schwarzsucht). Anstelle von weißen, gelblichen, grünen Eiern treten zuweilen braune bis ganz schwarze auf, was jedoch bisher niemals bei Arten mit gefleckten Eiern, sondern ausschließlich bei Anatiden beobachtet wurde und zwar hauptsächlich bei domestizierten. So bei den gewöhnlichen Hausenten, aber auch bei frei lebenden *Anas platyrhynchos, Cairina moschata, Nyroca ferina* und *fuligula, Cygnus olor* (aus Gefangenschaft) und *Lophodytes cucullatus.* W. Schlüter beschrieb im J. f. Orn. 1857 schwarze Eier von *Podiceps cristatus.* Dabei handelt es

sich anscheinend um ein echtes Pigment, das meistens die ganze Fläche bedeckt, selten bloß Flecke bildet, nicht um Auflagerung von Staub oder dergleichen. Abwaschbar ist es nicht bei meinen Exemplaren und bei den sonst von mir gesehenen. Nicht zu verwechseln mit der Schwarztönung durch Nest- oder Gefiederstaub, bei Höhlenbrütern wiederholt beobachtet, auch kaum abwaschbar in den schleimigen Überzug eingebettet.

III) Cyanismus (Blausucht). Wird dieser etwas schwankende Begriff eng beschränkt auf **abnorm** blaue und grüne Eier von Arten, in deren Verwandtschaft normalerweise eine solche Grundfarbe überhaupt nicht vorkommt, und deren Schale auch nicht blau oder grün durchscheint, so wurden mir nur drei rätselhafte Fälle bekannt, das blau getönte Ei von *Columba palumbus* (normal weiß), welches SCHLEGEL im Z. f. Oologie und Ornithologie 1919 erwähnt, ein grünes **Perlhuhnei** in der Sammlung Haag und die blau durchgefärbten Haushuhneier der **Araucanos-Rasse** und anderer in Chile. Diese letzten haben bei den Eiern der systematisch weit abstehenden Tinamiden in *Crypturellus noctivagus* aus dem Osten Südamerikas (immer hellblau, aber nicht durchgefärbt) ein Gegenstück.

Anders liegen die folgenden Fälle, wo **ausnahmsweise** blaue Eier neben anders gefärbten vorkommen. Die normal weißen Eier von *Phoenicurus ochrurus* besitzen zuweilen einen blaßblauen Ton, der am Licht bald ausblaßt und auch bei *Erithacus rubecula* manchmal vorkommt. Solch bläulich gehauchte, aber ungefleckte Schale ist normal bei der nahe stehenden *Luscinia akahige,* ausgesprochen blau bei *Phoenicurus phoenicurus,* so daß es sich bei den zwei zuerst genannten Arten um solche handelt, in deren Verwandtschaft es normalerweise blaugrundige Eier gibt. Nicht trifft das zu für *Larus argentatus, ridibundus* und andere Möwen, bei denen Cyanismus noch am häufigsten ist, besonders in Gebieten, wo die Nester oft ausgeraubt werden, aber auch sonst aus unbekannten Ursachen, selbst bei **ersten** Gelegen. Ebenso bei *Sterna hirundo* und *paradisaea.* Wie bei diesen vier Arten und anderen Lariden kommt es zu blauen Eiern auch bei den *Corvus*-Arten nur unter gleichzeitigem, gänzlichem oder teilweisem Wegfall der Zeichnung, wie **immer** bei echtem Cyanismus. Das sind zugleich weitere Beispiele für den von mir vermuteten **ursächlichen** Zusammenhang zwischen einem ungewöhnlichen, tiefer blauen Grund an Stelle eines blaßgrünlichen oder bläulichweißen oder bräunlichen, und der dabei abnehmenden oder ganz verschwindenden braunen Flekkung, wie z. B. bei den Eiern der Spottdrosseln (Mimidae), Braunkehlchen (besonders *Tarsiger indicus*), Amseln, Drosseln, vieler Finken und Glanzstare zu beobachten. Allerdings liegt zuweilen über einer bläulichen Schalenzone eine weiße oder bräunliche, durch deren Ausfall Cyanismus sich ergeben könnte. Aber in allen mir bekannten Fällen ist das matte Blau einer solchen Schicht derartig blaß, daß es zum Verstehen der oft so prachtvoll intensiven, meistens glänzenden blauen und grünen Töne nicht ausreicht. Gerade bei Eiern mit relativ dicker, dunkelgrüner Innenschicht, z. B. bei *Buteo*, kommt es niemals zu Cyanismus, trotz der nur dünnen weißen Außenschicht, die bei frischen Eiern höchstens ganz bleich bläulich oder grünlich schimmert. Die Erklärung der cyanistischen blauen Farbe wird in anderer Richtung zu suchen sein. Vielleicht kann dabei meine Feststellung etwas nützen, daß im filtrierten, ultravioletten Licht die einfarbig **blauen Eischalen** braun bis olivbraun fluoreszieren, ganz wie viele braune (z. B. bei *Cuculus sparverioides*). Wenn im Schrifttum auch von *Uria, Otis, Vanellus, Charadrius, Philomachus, Pica, Anthus trivialis, Acrocephalus palustris, Luscinia megarhynchos* u. a. cyanistische Eier gemeldet werden, so muß man den Begriff schon weiter fassen, und auch alle nur stärker als gewöhnlich von dem kaum irgendwo fehlenden Oocyan beeinflußte Farbtöne einbeziehen, ohne daß diese nun eigentlich blau, sondern z. B. bläulichgrau sind. Wirklich abnorm blaue, sonst normale Eier kenne ich außer den genannten bloß noch bei *Perdix* und *Phasianus*. Die regelmäßig neben anders gefärbten vorkommenden blauen Eier z. B. bei *Cuculus sparverioides, Diplootocus, Zosterops, Paradoxornis* und mehreren Ploceiden zählen wir **nicht** zu den Cyanismen. Das früher erwähnte dünnschalige *Tetraogallus tibetanus*-Ei, bei dem die äußere Kalkzone noch fehlt und zunächst nur die innere blaue Hälfte gebildet wurde, hat mit Blausucht nichts zu tun. Bei einem grünlichen Ei von *Kaupifalco monogrammicus* in Tring liegt derselbe Fall vor. Doch ist noch zu gedenken eines Eies von *Excalfactoria chinensis* mit hellblauem, statt gelbbraunem Grund im Brit. Museum. Bedingt gelten las-

sen kann man den Fall *Uria,* doch sind hier an sich schon bläuliche Eier mit Zeichnung nicht gerade selten, ohne daß man da von Cyanismus spricht. Sonst müßte man auch alle die vielen normalerweise blauen Eier cyanistisch nennen, obwohl dieses Wort einen **abnormen** Färbungszustand bezeichnen soll. Deshalb gehören ebenfalls nicht hierher die Eier von *Podiceps, Phalacrocorax, Crotophaga* u. a., deren eigentliche blaue Schale erst hervortritt, wenn ihnen gelegentlich der normale weiße Kalküberzug fehlt, wohl aber die blauen *Corvus*-Eier, denen praktisch jede Fleckung fehlt. Zur Untersuchung des blauen Farbstoffs Oocyan, der offenbar in sämtlichen Fällen der gleiche ist, eignen sich aber gerade die zuletzt genannten Arten neben *Plegadis* am besten wegen ihres besonderen Reichtums an Oocyan. – Ein partieller Cyanismus liegt vor in dem **blauen Ring**, der sich als seltene Abnormität zuweilen auf Eiern mit hellgrüner und brauner, sogar blauer Grundfarbe findet, aber sehr verschiedene Ursachen haben kann (vergl. Seite 652).

IV) Erythrismus (Rotsucht). Nur bei gefleckten Eiern mit farbigem Grund vorkommend. Dieser Begriff bezeichnet eine gesteigerte Rotfärbung, das gelegentliche Auftreten rot getönter oder auffallend so gefleckter Eier als Abnormität im Gegensatz zu roten Eiern als Regel, wie solche bei *Cettia, Chthonicola, Donacobius* u. a. vorliegen. Man rechnet jedoch zu den erythristischen Eiern auch die auf weißlichem Grund **immer** rot gezeichneten von *Urocissa erythrorhyncha magnirostris*, von *Corvus capensis* unter den normalerweise grünen der übrigen *Corvus*-Arten, und die ebenfalls immer roten von *Ramphocoris clot-bey* unter den in der Regel braunen Lercheneiern. In allen anderen hier aufzuführenden Fällen sind rote Eier seltene Ausnahmen, wenngleich bei vielen Arten beobachtet. So fand KRAUSE im Laufe vieler Jahre unter 60000 Eiern der Lachmöwe nur 5 rote, DE VRIES unter einer riesigen Zahl von Kiebitzeiern bloß ganz vereinzelte rote. Um so seltener wurde Erythrismus natürlich bei Eiern bekannt, die nicht in so großen Mengen zur Beobachtung gelangten. Die meisten paläarktischen Beispiele wurden durch JOURDAIN & BORRER zusammengestellt (British Birds VII, S. 246. 1913/1914), nämlich in unserer Reihenfolge diese:
Tetrao urogallus, Porphyrio caeruleus, Gallinula chloropus, Vanellus vanellus, Pluvialis apricaria, Charadrius alexandrinus, Tringa totanus, nebularia, ochropus, glareola und *hypoleucos, Sterna hirundo* und *paradisaea, Larus marinus, argentatus* und *ridibundus, Alca torda, Uria aalge, Muscicapa striata, Turdus philomelos, merula, pilaris, viscivorus, dauma (Zoothera), aureus (Zoothera), Acrocephalus schoenobaenus, palustris* und *dumetorum, Sylvia borin, atricapilla, communis, curruca, melanocephala, cantillans* und *undata, Bombycilla garrulus, Lanius minor, collurio, senator* und *badius, Motacilla alba, flava* und *cinerea, Anthus trivialis, pratensis, campestris* und *spinoletta petrosus, Alauda arvensis, Galerida cristata, Lullula arborea, Chloris chloris, Coccothraustes coccothraustes, Acanthis cannabina, Passer montanus* und *domesticus, Loxia curvirostra, Pyrrhula pyrrhula europoea, Emberiza schoeniclus, pusilla, citrinella* und *calandra, Plectrophenax nivalis, Corvus frugilegus, corax* und *corone cornix, Pica pica mauritanica, Garrulus glandarius.*

Außer diesen 66 paläarktischen Arten nach JOURDAIN notiert GROEBBELS (1937) weitere 27 nach anderen Autoren, dabei einige Arten aus sonstigen Gebieten wie folgt: *Rallus aquaticus, Crex crex, Limicola falcinellus, Stercorarius longicaudus, Thalasseus sandvicensis, Sterna dougallii, Upupa epops, Caprimulgus europaeus, Muscicapa parva, Timalia pileata, Sibia picaoides, Erithacus rubecula, Orthotomus atrigularis, Grallina picata, Gymnorhina leuconota, Lanius cristatus, Fringilla coelebs, Ammodramus maritimus, Zonotrichia capensis, Ploceus bojeri, Molothrus bonariensis, Dicrurus macrocercus, Corvus corone, macrorhynchos andamanensis, splendens, brachyrhynchos, Dendrocitta rufa.* Ich kann noch 10 anfügen: *Porphyrio melanotus, Lobipluvia malabarica, Eupoda montana, Zonibyx modestus, Cuculus canorus, Philemon cockerelli, Ploceus velatus, Plocepasser mahali, Paradisaea apoda augustaevictoriae, Urocissa magnirostris.*

Gegenüber dieser großen Zahl sah ich in den mir bekannten Sammlungen recht wenig Beispiele, was die Seltenheit der Fälle beweist. Da das frisch schöne Rot zu Verfärbung nach Braun hin neigt, können manche übersehen sein. Ich gewann aber den Eindruck, daß man beim Anerkennen der Eier als erythristisch etwas großzügig vorging. Denn unter den eingehend durchgesehenen etwa 60000 Eiern aus aller Welt bei GOWLAND in Barnston fiel mir keins auf, auch nicht in der großen REYschen Sammlung, die zwei Jahre in meiner Wohnung stand, und aus der ich neben vielen anderen die meisten der bei GROEBBELS (S. 304) erwähnten REYschen Stücke erwarb, von diesem, meinem alten väterlichen Freund, in der Z. f. Ool. 1903 (S. 26) zusammengestellt. Nach meiner Auffassung ist davon kaum eines wirklich erythristisch, wenn schon ein wenig abweichend gefärbt. Zum Beispiel ist das dort als erstes erwähnte Singdrossel-Gelege ganz normal blau und nicht etwa

rötlich, sondern nur die sonst schwarzen kleinen Flecke sind infolge Auflösung des Pigments im Uterusschleim zu größeren roten Wischern ausgelaufen. Bei anderen ist die braune Grundfarbe etwas dunkler als gewöhnlich (*Limicola*) oder die an sich schon rötliche Zeichnung etwas intensiver (*Grallina, Molothrus, Pseudoleistes, Plectrophenax*), oder es handelt sich um Arten, die normalerweise mehrere Eifärbungstypen besitzen (*Dicrurus, Gymnorhina, Ploceus* mit *Hyphantornis*). Derartiges nennt man nicht erythristisch. So wurde ich in Anbetracht der vielen Fälle etwas skeptisch, besonders hinsichtlich der Arten mit normalerweise blauem Grund (Singdrossel, Gimpel). Ich besitze selbst ein Buchfinkengelege, dessen 6 ganz übereinstimmende Eier in Grundfarbe und Fleckung rot sind, aber offensichtlich nur infolge der teilweisen Auflösung des Fleckenpigments, was z. B. nicht der Fall ist bei den wirklich erythristischen Eiern der Silbermöwen und denen von *Lobipluvia*, Lachmöwe, Kiebitz, Mönchsgrasmücke u. a., wo der nicht ausgelaufene, sonst schwärzliche oder olivbraune Farbstoff rot ist. Ich rechne aber auch nicht hierher die auf trübweißem Grund dicht rotbraun gezeichneten vielen Drosseleier u. a., auch nicht die an Erythrismen anklingenden, **immer** rötlichen von *Troglodytes aedon musculus, Mimus, Tachyphonus coronatus, Cissilopha sanblasiana yucatanica, Psarocolius decumanus, Ramphocoris clot-bey, Corvus capensis*, weil man den Begriff auf Abnormitäten beschränken muß. Jedenfalls sind unter den oben genannten viele Unica, andere auch bloß in wenigen Exemplaren vorhanden. Die meisten Fälle wurden bei *Lobipluvia malabarica, Larus argentatus, Sylvia atricapilla* (10 %), *Lanius collurio* (30 %), *Anthus trivialis* (30 %) gefunden, die prächtigsten bei *Philemon* und *Paradisaea*, die letzten zwei geradezu leuchtend rot.

Bemerkenswert erscheint die relativ große Häufigkeit roter Eier bei *Sylvia atricapilla* im Gegensatz zu *Sylvia borin*, bei der mir bloß zwei Fälle bekannt wurden, keine bei Arten mit weißen und ungefleckt blauen Eiern, keine auch bei den Phasianiden, wenn man bei diesen absieht von dem schwachen rötlichen Hauch im Braun bei *Francolinus lathami, Ithaginis cruentus* und manchen Haushuhnrassen. – Im Gegensatz zum Cyanismus bleibt die Zeichnung beim Erythrismus unverändert erhalten.

V) Ursachen der abnormen Färbungen. Um den **Ursachen** der roten und anderen Farbabweichungen bei derselben Art und im selben Gebiet nachzugehen, lag es nahe, an einen Einfluß von Nahrung, Körperzustand und Alter der Vögel, von Klima, Jahreszeit und Witterung zu denken. Dabei ergab sich aber, soweit ich nachkommen kann, nichts von einiger Bedeutung. Morris beobachtete bei *Buteo buteo* eine Zunahme der Färbungsintensität mit dem **Alter**, Altum jedoch das Gegenteil. Auch Naumann, Pässler, v. Tschudi glaubten an einen Zusammenhang mit dem Alter des Weibchens und schrieben z. B. dem *Lanius collurio* anfänglich grünliche, dann blaßbräunliche, im Alter rötliche Eier zu. Aber bei Rey erbrachte schon ein vorjähriges Weibchen dieser Art ein rotes Gelege, und auch van Pelt-Lechner lehnte nach seinen Erfahrungen eine Beziehung zum Lebensalter ab. Da bei gleicher Art im selben Gebiet, wo beide Typen vorkommen, erhebliche Unterschiede der **Nahrung** kaum zu erwarten sind, erscheint auch dieser Faktor einflußlos. Im kälteren Norden variieren die Eier nicht anders als in wärmeren Breiten oder doch bloß in der erheblicheren Größe, wenngleich die nur aus dem kalten Nordnorwegen bekannten roten Eier von *Larus argentatus* und *marinus* zu denken geben. Indessen liegen die Fundorte der roten von *Larus ridibundus* 1500–2000 km südlicher in Schottland und Deutschland, die der roten Kiebitzeier in Holland, die von *Ramphocoris* und *Corvus capensis* im heißen Afrika. Also keine Wirkung des **Klimas**, aber anscheinend die einer **lokalen** Bindung (Bodenfarbe?). Wieses Fund bleichsüchtiger Eier bei Witterungswechsel (J. f. Orn. 1867, S. 73) wurde nicht wieder beobachtet. So bleibt für derartige Erscheinungen wohl nur die Annahme durch Mutation oologisch differenzierter Stämme mit entweder stets gewöhnlicher oder immer abweichender Eifärbung für die ganze Lebensdauer des betreffenden Weibchens.

Zusammenfassend kann gesagt werden:

1. **Leucismus** ist entweder die Folge vorzeitiger Eiablegung oder des vollständigen Ausfalls allen normalen Pigments wegen eines krankhaften Zustands, wenn nicht auch das umstrittene weiße Pigment nach Wickmann (1893) in Frage kommt.

2. **Melanismus**, bisher bloß bei Anatiden beobachtet, wird nicht durch Staub oder dergleichen erzeugt, sondern durch ein echtes Pigment, über welches aber Näheres noch nicht bekannt wurde. (Bilihumin?)
3. **Cyanismus**, stets verbunden mit teilweisem oder völligem **Wegfall** der Zeichnung, setzt voraus, daß schon die normale Schale Oocyan enthält, sei es auch bloß in Spuren, z. T. nur in der durchscheinenden Farbe bemerkbar. Daher niemals bläuliche Eier bei *Sylvia borin* und ihren Verwandten (weiß durchscheinend), wohl aber bei *Sylvia communis* (oft blaßbläulich durchscheinend). Bei *Fringilla coelebs, Larus ridibundus* u. a. gibt es sowohl blaue als auch rote Abnormitäten, weil in der Schale Oocyan, in der Zeichnung Protoporphyrin enthalten ist.
4. **Erythrismus**, immer verbunden mit **Erhaltung** der Zeichnung, setzt voraus, daß in der normalen Schale Grundfarbe und Fleckung rotbraunes Pigment irgendeiner Tönung (rosa bis fast schwarz) enthalten ist. Arten mit einfarbig blauen oder grünen Eiern haben niemals rote. Soweit Erythrismus vererblich ist, scheint er sich mit der Zeit zu verlieren, anders müßten diese außerordentlich seltenen Fälle roter Eier viel häufiger sein. Da sie nur in wenigen Gegenden relativ oft auftreten, erscheinen sie lokal gebunden, wahrscheinlich im Zusammenhang mit dem Boden.

Blausucht und Rotsucht kommen immer nur bei **gefleckten** Eiern vor, nicht bei normalerweise ungefleckten. (Ausnahmen: cyanistische *Perdix, Phasianus, Columba*). Bei gefleckten, **ausgesprochen** blau- oder grüngrundigen Eiern tritt oft Cyanismus, aber fast niemals Erythrismus auf. Nach meiner Hypothese kann aus rot oder braun ein Blau werden, aber nicht umgekehrt. Blau erscheint hier als ein Endzustand, wie BAKER das für Kuckuckseier behauptet.

l) Eifärbung und Umwelt. *l) Eifarbe und Boden.* Ein Zusammenhang jedoch wird nicht zu verkennen sein, der zwischen **Eifarbe und Boden**, insbesondere bei manchen immer in erdständigen Nestern brütenden Vögeln. Während Höhlenbrüter meistens ungefleckt weiße Eier erzeugen, finden wir bei Offenbrütern gefleckte, im Sumpf und Moor dunkel gefärbte, im Sand hellere. Ein gutes Beispiel bieten die Lercheneier. *Alaemon* und *Ammomanes* als Bewohner hellgrundiger, wüstenartiger Gebiete haben recht helle Eier mit oft reinweißem Grund, *Alauda gulgula inopinata* auf Ackerboden und *Melanocorypha maxima* in den höchstgelegenen Moorsümpfen Tibets aber dunkle. Die blassesten aller Lercheneier, die von *Calandrella acutirostris tibetana*, oft nur bleich zart grau gefleckt auf weißlichem Grund, kommen aus den Dünen der Sandgebiete in 4000 m Höhe. Zwischen diesen Extremen steht z. B. *Eremophila alpestris elwesi* aus den Hochsteppen (bis 5000 m) mit hell gelblichbraunem Gesamteindruck (Steppenfarbe). Rot ist dieser bei *Ramphocoris* gemäß dem Farbton der peträischen Sahara, rötlichlachsfarben auch bei *Caprimulgus rufigena* auf dem ebenso getönten „Sandveld" in Damaraland. Roten Hauch erwähnt BENT als bei *Eremophila alpestris rubea* vorkommend auf rötlichem, felsigem Boden. Weitere Beispiele sind die grau oder rötlich getönten *Ammomanes*-Eier. Von der **Anpassung, Schutzfärbung** bei *Galerida theklae* berichten KLEINSCHMIDT (Falco 1905 und 1907) und v. JORDANS (daselbst 1914). Nach derselben Regel erklärt sich die auffallend hellgrau getönte Färbung der Eier von *Glareola lactea* auf hellem Sandboden an Flüssen gegenüber den braunen, dicht schwarz gefleckten der übrigen Arten dieser Gattung auf dem dunklen Boden abgebrannter Reisfelder. Ebenso bei den hellen, oft fast weißgrundigen Eiern von *Charadrius melodus* und *alexandrinus nivosus* im Gegensatz zu denen der Verwandten mit mehr bräunlichem Grund. Erwähnt wurden bereits die erythristischen Eier von *Lobipluvia malabarica* auf rötlichem Lateritboden, während sie sonst den gewöhnlichen Kiebitzeiern gleichen. Dasselbe Phänomen bietet *Zonibyx modesta.* In den Bempton Cliffs (Yorkshire) dominieren rote Eier von *Uria aalge* auffallend auf engem Gebiet. Wahrscheinlich trennt die Bodenfarbe auch die mehr grüngrundigen Eier der *Sterna hirundo* in den Ostseeprovinzen von den mehr braungrundigen im Kiew-Gebiet. BAKER weist hin auf helle *Sterna albifrons praetermissa* am hellen Sandboden, dunkle im sonnenverbrannten Morast, gelbgrundige *Sterna sumatrana* entsprechend der Sandfarbe in Sind und an der Mekranküste. – Selektion? Oder Einfluß der Umwelt? Wahrscheinlich wohl beides. Der Wiesenbewohner *Cistothorus platensis stellaris* legt weiße Eier, der an Morast gebundene *C. palustris* schokoladenbraune. SWYNNERTON beobachtete bei *Ploceus ocularis*

und *Prinia subflava affinis* sehr verschiedene Eifärbungen je nach der Gegend. Ebenso fand PENARD bei *Chordeiles acutipennis* graue oder rötliche Töne stets entsprechend der Bodenfarbe. Wahrscheinlich gehört auch der eine oder andere Fall lokaler Unterschiede hierher, über die auf Seite 687 berichtet ist. Dagegen fand KOENIG auf Spitzbergen bei *Sterna paradisaea* **keinen** Einfluß der verschiedenen Böden auf die Eifarbe, desgleichen GOETHE bei *Larus argentatus* auf dem Memmert (J. f. Orn. 1937, S. 53). Leider konnte ich nicht in Erfahrung bringen, wieweit die einfarbigen, grell bunten Gelege der **Tinamidae** mit dem sie umgebenden Boden harmonisieren, dessen gewöhnliche Färbungen doch wohl mit **keiner** Tönung dieser Eier schützend im Einklang stehen. – Bei den am Boden brütenden Vögeln der Steppen und Wüsten scheint der Einfluß des Bodens auf die Eifarbe am deutlichsten zu sein, wofür abgesehen von den bereits erwähnten Lerchen auch die *Pterocles* (Rosaton bei *indicus* und *bicinctus*), *Syrrhaptes, Cursorius, Eupodotis* u. a. sprechen. Bei den auf Büschen oder Bäumen nistenden Arten dagegen läßt sich ein solcher Einfluß nicht erkennen. Denn die Eier der *Turdoides, Oenanthe*, **Fringillidae** und **Corvidae** in Steppe und Wüste unterscheiden sich nicht von denen der anderen Gebiete. Die rahmgelben Eier der Strauße auf dem gelblichen Sand und die grünen von Emu und Kasuar am Boden grünen Gestrüpps harmonisieren mit der Farbe ihrer Niststätte, wie bei nicht wenigen anderen Arten auch, bei denen dieser Umstand als Schutzfärbung gedeutet wird.

II) Normale Färbung und Nestart. Vom Einfluß des Nestes auf die Färbung der Eier war bereits auf Seite 669 die Rede. Die in **geschlossenen Nestern** oder in Baum- und Erdhöhlen brütenden Vögel haben gewöhnlich **ungefleckt weiße** Eier. So ausnahmslos die Papageien, Bienenfresser, Eisvögel, Spechte, Wasseramseln, auch die **Puffinidae, Galbulidae, Dendrocolaptidae, Capitonidae**, viele **Hirundinidae** u. a. Am deutlichsten zeigt sich der Zusammenhang zwischen solchen Eiern und solchen Nestern bei Arten, die als einzige unter ihren mit bunten Eiern in offenen Nestern ausgestatteten Verwandten Höhlenbrüter mit weißen Eiern sind. *Dromas*, der einzige Höhlenbrüter unter den Strandläuferartigen, legt weiße Eier im schärfsten Gegensatz zu den braunen, kräftig fast schwarz gezeichneten der Verwandten. Ähnlich bei den **Alken**. *Pseudopodoces*, der einzige Höhlenbrüter unter den Rabenartigen, hat weiße Eier im Gegensatz zu den gefleckten der verwandten *Podoces*-Arten. Sämtliche Falken bebrüten stark braun pigmentierte Eier in offenen Nestern, ausgenommen einzig die Zwergfalken *Microhierax* und *Polihierax* zeitigen ungefleckte, weiße bis gelbliche getönte Eier, jene in verlassenen Specht- oder Bartvögelhöhlen, diese in den großen Nestern des *Dinemellia*-Webers. Die Turdide *Oenanthe bifasciata* hat im offenen Nest braunrot gezeichnete Eier, dagegen *Myrmecocichla formicivora* einfarbig weiße bis zu einem Meter tief unter der Erde eines Röhrengangs in Erdferkelloch oder dergleichen. Analog bei *Brachypteryx montana* (ungefleckt weiß) nur *B. leucophrys* samt ihren Verwandten (olivgrün, braun gefleckt), auch bei *Ficedula (Siphia) strophiata* (ungefleckt weiß) im Gegensatz zu allen anderen Eiern der Gattung. Die seltene Meliphagide *Notiomystis cincta* legt weiße Eier in ein gut gebautes Nest am Ende halbmeterlanger Astaushöhlungen großer Bäume in bedeutender Höhe, **alle** Verwandten haben bunte Eier, fast ausnahmslose in offenen Nestern. Der Skeptiker mag die Frage aufwerfen, ob die Eier in solchen Fällen weiß wurden, weil sie in abgeschlossenen Räumen abgelegt werden, oder ob sie nur da geschützt und zu finden sind, weil die Natur diesen Arten von Anfang an weiße Eier verliehen hat. Herrschende Ansicht über Grund und Folge ist hier die Entwicklung vom bunten zum weißen Ei, obwohl die ursprünglichste Eifarbe m. E. hochwahrscheinlich **weiß** war, wie sie bei den Reptilien und ältesten Vogelarten noch heute ist.

III) Weiße Eier in offenen Nestern gibt es weniger als solche in geschlossenen oder überdachten. Sie sind aber keineswegs selten. Hierher gehören die Eier aller Tauben, aller Kolibris. Wir finden weiße Eier in offenen Nestern auch bei den **Podargidae, Hemiprocnidae,** bei mehreren selbstbrütenden Kuckucken (*Rhopodytes, Rhamphococcyx, Phaenicophaeus, Taccocua;* aber *Centropus* hat überdachte Nester). Ebenso werfen Eier unter den Caprimulgiden bei *Phalaenoptilus, Lurocalis, Caprimulgus longirostris decussatus, l. ruficervix, l. longirostris, sericeocaudatus.* Unter den Finken bei *Ammodramus humeralis, Amphispiza, Passerina cyanea,* unter den Timalien bei *Gar-*

rulax leucolophus, zu *Garrulax-Dryonastes* und *Janthocincla* u. a. Nicht zu vergessen die Reiher *Ixobrychus, Demiegretta, Gorsachius* und die Hühner *Arborophila, Colinus* u. a.

IV) Bunte Eier in geschlossenen Nestern zeigen sich bei den afrikanischen *Ploceus*-Arten, während die indischen lediglich weiße besitzen. Unter den vielen *Nectariniiden* hat wider Erwarten keine einzige Art weiße oder andere ungefleckte Eier. Das fast schwarze Gelege von *Pycnoptilus* liegt im Kugelnest mit seitlichem Eingang. Auch eine Reihe von Tyranniden gehören hierher, so *Rhynchocyclus, Euscarthmus, Legatus, Cyanotis, Pitangus, Platyrinchus*, von den Icteriden besonders *Psarocolius* und *Cacicus* mit ihren langen Hängebeuteln, in diesen zuweilen auch die bunten Eier der Brutparasiten *Psomocolax (Cassidix)* und *Molothrus*. Erwähnt seien noch *Auriparus flaviceps* mit blauen, rotgefleckten Eiern im Ballnest im Dornbusch, ferner *Dicaeum agile* mit kräftig rot und grau gefleckten Eiern in geschlossenem Nest, während alle anderen **Dicaeidae** in ebensolchen reinweiße haben, und die australischen *Pomatostomus* (früher *Pomatorhinus*) unter den Timalien mit reichlich braun gezeichneten Eiern, im Gegensatz zu den indischen *Pomatorhinus*-Arten in ebenso geschlossenen Nestern, aber mit weißen Eiern. – *Tityra semifasciata costaricensis* legt braungefleckte Eier in Spechthöhlen. – **Eine feste Regel läßt sich also nicht aufstellen.**

V) Gefiederfärbung und Eifärbung. Einen direkten Zusammenhang in dieser Hinsicht behauptete vor 200 Jahren der berühmte BUFFON wohl als erster, begründend mit mehr reiner Fantasie als Erfahrung. Schreibt er (fide DER MURS 1860, S. 16–18) doch der Amsel schwarz gefleckte Eier zu, dem Buntspecht rot getüpfelte und schließt aus den weißen Haushuhneiern auf eine ursprünglich weiße Farbe aller Hühner und ihrer Eier. Allerdings lassen sich viele Fälle angeben, die zur Vermutung jenes Zusammenhangs verführen können, so bei *Phalaropus, Erolia alpina, Burhinus, Alauda, Luscinia* u. a., auffallend bei *Cursorius*. Das sind jedoch Ausnahmen, denn die bunten Kolibris und Papageien haben ja ausschließlich weiße Eier, die vielen schwarzen Vögel in keinem einzigen Fall schwarze. Ein indirekter Zusammenhang ist aber dennoch wenigstens denkbar, da eine Ähnlichkeit zwischen der Bodenfarbe und sowohl der Gefiederfarbe als auch der Eifärbung oft zu beobachten ist, besonders bei Bodenbrütern, und ein freilich noch rätselhafter Zusammenhang in beiden Fällen die gleiche Farbe erzeugen könnte. Dies umsomehr, als die in Frage kommenden Farbstoffe zwar auf verschiedene Weise und an verschiedenen Stellen entstehen, aber miteinander verwandt sind. Man könnte unbefriedigt von der teleologischen Erklärung der Färbung aus einem Schutzbedürfnis heraus allgemein wirkende Faktoren annehmen, welche, wie schon gesagt, einem Gebiet und vielen seiner Lebewesen einen charakteristischen Farbton verleihen, auch ohne Selektion, einen weißen in der kalten Zone, einen braunen in der Steppe und Wüste. Die **„Schutzfarben"** tragen ja nicht nur die Schutzbedürftigen zum Nachteil derer, gegen die der Schutz wirken soll, sondern auch die, welche von jenen leben müssen. Solche auf die ganze Umwelt wirkende Faktoren gibt uns MEINERTZHAGEN (Ibis 1934, S. 52) an, hypothetisch und ohne Behauptung einer Allgemeingültigkeit. Nämlich Klima, Witterung, Intensität und Dauer des Sonnenscheins, ultraviolette Strahlung, Niederschlagsmenge, Luftfeuchtigkeit, Boden, je nach der Gegend verschieden. – Keiner dieser Faktoren wird direkt auf die Eifärbung wirken, aber indirekt können sie es alle zusammen auf dem Weg über die Nahrung, die ja von ihnen abhängt.

Einen solchen Zusammenhang kann man auffallend sehen bei *Ramphocoris clot-bey*, rötliche Töne im Boden, im Gefieder, am Ei. Ähnlich bei *Ammomanes deserti algeriensis*, deren Eier KOENIG geradezu als „*clot-bey* en miniature" beschreibt im Gegensatz zu den anderen *deserti*-Rassen, die im Gefieder und in den Eiern nichts Rötliches zeigen (ebenso wie *A. d. erythrochroa* Rchw., deren Eier auch nicht rötlich sind). Dem grauen Ton des *Chersophilus d. duponti* entspricht der graue seiner Eier, dem rötlichen Hauch bei der Rasse *margaritae* der gleiche, wennschon zarte Rosaton der Eier. Bei *Calandrella br. brachydactyla* mit steppenfarbigen bis rötlichen Eiern und Rükken ebenso im Vergleich mit den mehr grauen Tönen bei *C. br. longipennis*. Bei den *Calandrella rufescens*-Rassen mit rötlicher Oberseite zeigen die Eier freilich nur graue Töne. – Nach BENT (1949, S. 200) legt bei *Catharus minimus bicknelli* die graurückige Phase schwachgefleckte, zuweilen einfarbige Eier, die braunrückige aber schwerer gezeichnete. W. A. SMITH fand ein rein perl-

weißes Starengelege ohne Spur eines bläulichen Tones, gelegt von einem halbalbinotischen Weibchen.

Die Abhängigkeit der Gefiederfarbe von der Bodenfarbe hatte KLEINSCHMIDT schon um die Jahrhundertwende erkannt (bei den Haubenlerchen).

Zur Klärung der Frage eines **Zusammenhangs auch mit der Eifärbung** müßten erst weitere Untersuchungen angestellt werden in den Fällen, wo im Gefieder und am Ei ein Anklang an die Bodenfarbe vorliegt. Dazu sollten eiersammelnde Forscher mehr als bisher die Bodenfarbe notieren. Bis dahin erhalten wir Fingerzeige auch durch die Schilderungen und die 14 bunten Abbildungen von Oberseiten südwestafrikanischer Lerchen mit den zugehörigen Bodenproben, hellgrau, hellbräunlich, rötlich und schwarz, bei HOESCH & NIETHAMMER (1940, S. 74–83).

VI) Gefiederfärbung, Boden und meteorologische Faktoren nach MEINERTZHAGEN. Wegen der Bedeutung dieser anregenden Arbeit auch für die Oologie, entnehmen wir ihr folgende Beispiele:

Dunkle Formen auf dem schwarzen Alluvialboden des ägyptischen Deltas stehen im Gegensatz zu den blasseren Palästina-Formen derselben Rassen auf hellerem oder rötlichem Boden.

In Nordarabien findet sich die dunkelste Form von *Ammomanes deserti* in der schwarzen Lavawüste, aber nur wenige Meilen davon entfernt, auf der blaß gefärbten Wüste, lebt die hellste Rasse. In der südlichen Zentralsahara geht dieselbe Rasse bis in das Ahaggar-Plateau hinauf, wo sich in großer Höhe eine ähnliche schwarze Wüste befindet. In der Sahara zeigen sich blassere Formen, besonders bei den Bodenbrütern, wie Lerchen, *Pterocles* u. a. Andrerseits ist aber *Turdoides fulvus buchanani* in Ahaggar sogar blasser als die Sahara-Form der Ebene, *T. fulvus fulvus*. Ausnahmen könnten die Regel bestätigen.

Bei den **nicht** am Boden brütenden Arten erscheinen **meteorologische** Umstände einflußreicher. Auf den Äußeren Hebriden mit ihren sehr dunklen *Turdus philomelos hebridensis* und *Troglodytes troglodytes hebridensis* verhalten sich der Regenfall und die Luftfeuchtigkeit ungefähr wie in West-Irland und West-Schottland, aber etwas höher als in Süd-Irland und in England, wo der grelle Sonnenschein beträchtlich häufiger ist als auf den Äußeren Hebriden. Viel Regen sollte zu reicherer oder dunklerer Färbung führen. Das stimmt jedoch nicht für Island, wo *Falco, Turdus* und *Phalacrocorax* dunkle Rassen aufweisen, obwohl dort weniger Regen fällt, weniger Strahlungsenergie zu beobachten ist, dafür aber eine feuchte Atmosphäre mit reichlicher Wolkenbildung, mehr als in Skandinavien, überhaupt in Nordeuropa, abgesehen von dem besonderen Klima in den Fjorden. Die Regenmenge scheint also weniger Einfluß zu haben auf die Verdunkelung.

Ammoperdix heyi cholmleyi an der Küste des Roten Meeres ist die dunkelste Form. Dort herrscht mehr intensiver Sonnenschein und weniger Regenfall als am Sinai, in Ägypten und Palästina, wo hellere Rassen leben. Regen ist am Roten Meer praktisch unbekannt. Aber die Luftfeuchtigkeit ist doppelt so hoch wie in der Sahara und viel intensiver als in den genannten drei Gebieten. Der blendende, wolkenlose Himmel des Roten Meeres ist mit Wasserdampf gesättigt, der die Wirkung der ultravioletten Strahlen vermindert, während sie im östlichen Mittelmeer und in Ägypten und noch mehr in der trockenen Sahara wegen der geringen Feuchtigkeit stärker ist. Am Roten Meer ist die Intensität der ultravioletten Strahlen bei klarem Himmel zehnmal schwächer als in der Sahara, selbst bei Sandstürmen und bei einem Licht, das Photographie unmöglich macht. Es scheint, als ob die nur schwache Kraft der Strahlen die Verdunkelung der Vögel an der Küste des Roten Meeres und vielleicht im Yemen entstehen läßt. Soweit sinngemäß nach MEINERTZHAGEN. – Damit müßte die Eifärbung in Serien verglichen werden, die mir aber nicht vorliegen.

m) Färbungsgruppen der Vogeleier. Sehen wir ab von Unterschieden in Größe, Gestalt, Korn, Glanz und durchscheinender Farbe, so ergeben sich in sehr groben Zügen etwa folgende Färbungsgruppen. Eine speziellere Einteilung würde wegen der großen Variation und der vielen Übergänge ins Uferlose führen und endlose Wiederholungen bringen.

Reinweiß ohne Zeichnung

Apterygidae
Spheniscidae
Podicipedidae
Procellariidae
Pelecanidae
Sulidae
Phalacrocoracidae
Anhingidae
Fregatidae
Scopidae
Ciconiidae
Anatidae (manche)
Phoenicopteridae
Rapaces (manche)
Megapodiidae (manche)
Cracidae
Phasianidae (manche)
Psophiidae
Rallidae (manche)
Dromas
Alcidae (manche)
Columbidae
Psittacidae
Musophagidae (manche)
Cuculidae (Selbstbrüter)
Strigidae
Podargidae
Caprimulgidae (2 Arten)
Apodidae
Trochilidae
Trogonidae (die meisten)
Alcedinidae
Todidae
Momotidae
Meropidae
Coraciidae
Galbulidae
Bucconidae
Ramphastidae
Indicatoridae
Capitonidae
Picidae
Rhinocryptidae
Dendrocolaptidae
(2 Ausnahmen grün)
Tyrannidae (einzelne)
Philepittidae
Hirundinidae (z.T.)
Timaliidae (z.T.)
Sylviidae (einzelne)
Troglodytidae (einzelne)
Cinclidae
Paridae (einzelne)
Zosteropidae (z.T.)
Dicaeidae (fast alle)
Fringillidae (einige)
Tersininae
Ploceidae (viele)
Corvidae
(nur *Pseudopodoces*)

Rahmfarben, gelblich, blaßgelbbraun ohne Zeichnung

Struthionidae
Rheidae
Pelecanidae
Balaeniceps
Anhimidae
Anatidae (die meisten)
Sagittarius
Megapodiidae (z.T.)
Phasianidae (z.T.)
Numididae
Steatornis
Columbidae (manche)
Coliidae
Trogonidae (z.T.)
Leptosoma
Bucerotidae
Calyptomena
Tyrannidae (einige)

Ungefleckt weiß und grün oder blau in derselben Familie, Gattung oder Art

Ardeidae (auch braun)
Threskiornithidae (z.T.)
Musophagidae
Cuculidae (z.T.)
Trogonidae
Formicariidae (z.T.)
Dendrocolaptidae
Timaliidae (z.T.)
Troglodytidae (3 Arten)
Suthora webbiana
Phoenicurus (z.T.)
Diplootocus moussieri
Paradoxornis sutorius (z.T.)
Cisticola juncidis (z.T.)
Zosteropidae (z.T.)
Ploceidae (z.T.)

Die Klammer (z.T.) bedeutet hier, daß auch noch andere Farben oder Zeichnungen vorkommen.

Ungefleckt grün oder blau (zum Teil auch unter 3. erwähnt)

Casuariidae
Tinamidae (*Tinamus, Crypturellus noctivagus*)
Ardeidae (die meisten)
Threskiornithidae (*Plegadis*)
Musophagidae (nur *Corythaeola*)
Cuculidae (z.T.)
Trogonidae (nur *Pharomachrus*)
Phoeniculidae
Formicariidae (nur *Grallaria*)
Dendrocolaptidae (nur *Limnoris* und *Phleocryptes*)
Muscicapidae (nur *Ficedula albicollis*, *hypoleuca* und *Bradornis pallida*)
Timaliidae (z.T.)
Mimidae (einige)
Turdidae (z.T.)
Prunellidae
Sylviidae (nur z.T. bei *Paradoxornis, Cisticola* und *Franklinia* (z.T. *Prinia*). (Keine Art mit ausschließlich grünen oder blauen Eiern)
Paridae (nur *Cephalopyrus*)
Chamaea
Zosteropidae (blaß, z.T. weiß und gefleckt)
Ploceidae (z.T.)
Sturnidae (ohne *Buphagus*)
olivgrün: *Somateria, Bucephala, Mesembrinibis.*

5. **Rote Töne im Gesamteindruck,** einfarbig oder dicht und dunkel rot gefleckt

Cuculus poliocephalus (z. T.)	*Vitia ruficapilla*
Misocalius palliolatus	*Tesia castaneocoronata*
Cacomantis pyrrophanes simus	*Donacobius atricapillus*
Onychorhynchus swainsoni	*Chthonicola sagittata*
Lophotriccus squamicristatus	*Cettia cetti*
Phyllastrephus flavostriatus	*Psamathia annae*
Spizixus semitorques	*Megalurus macrurus* (z. T.)
Ortygocichla rubiginosa	*Climacteris scandens*

6. **Ungefleckt hell rosa**
Apaloderma narina und *Crypturellus undulatus*. *Turdoides plebejus*, dieser auch dunkelrosa, lilarosa, lachsfarben und blau.

7. **Fuchsigrot** bis **lachsfarben,** ungefleckt oder fast so
Bernieria madagascariensis, Prinia gracilis, flaviventris, Cinclidium diana u. a.

8. **Giftig grüngelb,** ungefleckt
Tinamotis pentlandi (alte Eier), *Ardetta involucris.*

9. **Rotbraun,** über und über beschmiert oder gefleckt
Hagedashia. Viele Greifvogeleier, die jedoch auch deutlich gefleckt vorkommen. So *Aegypius, Gypaetus, Neophron, Polyborus, Phalcoboenus, Gymnogenys, Falco.*
olivbraun, ölbraun: *Phasianus colchicus, Francolinus, Cossypha, Brachypteryx, Petroica bicolor, Luscinia megarhynchos* u. a.

10. **Schwärzlich grün:** *Dromiceius.* Purpurschwarz: *Cyanerpes* (?, siehe Bd. III, S. 300–301). Pflaumenartig **schwärzlichviolettgrau:** *Crypturellus parvirostris* u. a. **Schwarzgrau bis schwarzbraun:** *Nothura, Nothoprocta, Menura, Pycnoptilus, Hylacola, Cettia, Arachnothera magna, Criniger calurus, Cinnyris reichenbachi.*

11. **Familien ohne ungefleckte Eier:** Tetraonidae, Meleagridae, Turnicidae, Gruidae, Aramidae, Otidae, Laro-Limicolae, Pteroclididae, Pipridae, Cotingidae, Phytotomidae, Pittidae, Atrichornithidae, Campephagidae, Pycnonotidae, Vireonidae, Bombycillidae, Artamidae, Prionopidae, Laniidae, Sittidae, Certhiidae, Nectariniidae, Meliphagidae (Ausnahme *Cleptornis*), Parulidae, Motacillidae, Alaudidae, Thraupidae, Icteridae, Oriolidae, Corvidae (nur *Pseudopodoces* ist ungefleckt), neu Zosteropidae.

12. **Familien mit ausnahmslos ungefleckten** Eiern sind die vorstehend unter 1. bis 4. ohne einschränkendes Beiwort angegebenen und diejenigen, bei denen das Beiwort bloß auf Farbunterschiede hinweist, nämlich die Tinamidae, Ardeidae, Anatidae, Megapodiidae, Musophagidae, Trogonidae, Dendrocolaptidae.

13. **Gefleckte** Eier mit **weißem** Grund
Hierher gehörige Familien mit **ausschließlich** weißem Grund sind nur die Pittidae, Hirundinidae, Vireonidae, Sittidae, Certhiidae. In allen hier weiter folgenden Familien kommt neben weißem Grund auch andersfarbiger vor, weißer zum Teil bloß bei vereinzelten Arten, die sich aus den speziellen Beschreibungen ergeben.

Ardeidae *(Tigrisoma)*	Formicariidae	Laniidae	Oriolidae
Threskiornithidae	Tyrannidae	Paridae	Dicruridae
Falconiformes	Muscicapidae	Nectariniidae	Grallinidae (*Struthidea, Corcorax*)
Gruidae	Pycnonotidae	Meliphagidae	
Rallidae	Timaliidae	Parulidae	
Haematopodidae	Troglodytidae	Motacillidae	
Recurvirostridae	Turdidae	Alaudidae	
Cuculidae	Sylviidae	Fringillidae	
Caprimulgidae	Vangidae	Ploceidae	
Eurylaimidae	Prionopidae	Icteridae	

14. **Gefleckte** Eier mit **grünlichem** Grund
Ardeidae *(Syrigma)*
Rallidae (nur *Tribonyx ventralis*)
Cotingidae (*Phibalura*, giftig gelbgrün)
Phytotomidae (auch olivbräunlich)
Muscicapidae (*Bradornis, Muscicapa, Petroica*)
Campephagidae (*Pteropodocys, Coracina, Campephaga, Lalage*)
Mimidae (*Mimus, Oreoscoptes*)
Turdidae (*Turdus, Geokichla, Chaimarrornis, Copsychus, Saxicola*)
Sylviidae (fast nur *Acrocephalus*, manche *Camaroptera* und *Prinia*)
Prionopidae (*Prionops* z. T.)
Laniidae
Emberizidae, Fringillidae (*Pheucticus, Chloris, Carduelis, Zonotrichia, Phrygilus*)
Ploceidae *(Euplectes, Ploceus)*
Icteridae *(Psarocolius, Molothrus* z. T., *Psomocolax*)
Oriolidae (*Sphecotheres*)
Corvidae (*Corvus, Cyanocitta, Aphelocoma*)

15. **Gefleckte** Eier mit **blauweißem** bis **blauem** Grund
Campephagidae (*Pericrocotus* z. T.)
Timaliidae (*Garrulax, Actinodura, Liothrix*)
Mimidae (*Mimus, Toxostoma*)
Turdidae (*Turdus, Zoothera naevia, Phoenicurus auroreus, Cercomela schlegelii, Oenanthe)*
Sylviidae (*Cisticola* z. T., manche *Prinia* und *Paradoxornis*)
Laniidae (*Telophorus, Laniarius*)
Paridae (nur *Auriparus*)
Parulidae (manche *Dendroica*)
Fringillidae u. Emberizidae (*Pheucticus, Saltator, Fringilla* z. T., *Carpodacus, Pinicola, Pyrrhula, Uragus, Poospiza, Spizella, Pipilo, Gubernatrix*)
Thraupidae (*Piranga, Ramphocelus, Cypsnagra, Diglossa, Conirostrum*)
Icteridae (**Agelaius** z. T., *Curaeus, Amblycercus, Dives, Gnorimopsar*)
Sturnidae
Eulabetidae (*Sarcops, Gracula, Aplonis, Onychognathus, Spreo*)
Corvidae (manche *Corvus, Coloeus, Cyanocorax* z. T., *Gymnorhinus*)

16. **Gefleckte** Eier mit **rahmfarbenem** bis **blaßbräunlichem** Grund
Tetraonidae. Meleagridae. *Mesoenas*, Aramidae, *Rhinochetus, Eurypyga*. Ebenso jedoch mit auch anderen Grundfarben in der Familie:

Threskiornithidae	Thinocoridae	Tyrannidae	Alaudidae
Phasianidae	Chionidae	Pipridae	Thraupidae
Turnicidae	Alcidae z. T.	Cotingidae	Ploceidae
Rallidae	Pteroclididae	Muscicapidae	Icteridae
Laro-Limicolae	Cuculidae	Turdidae	Oriolidae
Burhinidae	Caprimulgidae	Laniidae	Dicruridae
Glareolidae	Eurylaimidae	Motacillidae	Corvidae

17. **Gefleckte** Eier mit **braunem** Grund
Gaviidae
Gruidae
Rallidae (*Porphyriops, Porzana porzana* und *intermedia*)
Heliornithidae (*Podica*)
Otidae
Laro-Limicolae
Jacanidae
Alcidae (*Brachyramphus*)
Tyrannidae (*Legatus*)
Formicariidae (*Cercomacra*)
Troglodytidae (*Cistothorus palustris*)
Emberizidae (*Emberiza schoeniclus*)

18. **Gefleckte** Eier mit **gelblichem** oder **orange-** bis **lachsfarbenem** und **siennabraunem** Grund

Cuculidae (*Eudynamys scolopacea cyanocephala* und *Cuculus pallidus*)
Caprimulgidae (*Nyctidromus*)
Eurylaimidae (*Corydon*)
Conopophagidae
Tyrannidae (*Myiobius, Rhynchocyclus*)
Timaliidae (*Eupetes loriae*)
Turdidae (*Monticola erythrogaster*)
Laniidae (*Urolestes*)
Meliphagidae
Corvidae (*Cissilopha*)

19. **Gefleckte** Eier mit **rosa** bis **rosagrauem** Grund

Phaethontidae
Sylviidae (*Nesillas, Hippolais, Phragamaticola*)
Muscicapidae (*Pitohui*)
Nectariniidae (*Nectarinia pulchella* und *verticalis*)
Alaudidae (*Psarocolius, Ramphocoris*)
Icteridae (*Ostinops derumanus*)
Callaeadidae (*Callaeas, Philesturnus*)
Cracticidae (*Strepera*)
Corvidae (*Corvus capensis, Cissilopha sanblasiana yucatanica*)

20. **Gefleckte** Eier mit **grau**weißem bis **grauem** Grund

Bombycilla garrulus, Nectarinia venusta und *microrhyncha, Motacilla alba,* manche *Anthus, Emberiza* und *Quiscalus, Ploceus hypoxanthus.*

n) Die durchscheinende Farbe (δ). Wir verstehen darunter diejenige immer vollkommen gleichmäßige Färbung, in welcher die durchleuchtete, durch das Bohrloch betrachtete Schale erscheint. Bei frischen Eiern mit weißem, grünem, blauem und rotem Grund entspricht sie fast immer dieser Außenfarbe, kann aber später abändern. Direktes Sonnenlicht sowie elektrisches und anderes künstliches Licht ergeben abweichende Farbtöne, z. B. wird grün gelb. Daher ist nur zerstreutes Licht geeignet, einheitliche Vergleichungen zu ermöglichen. Wegen der Kleinheit der Bohrlöcher verwendet man eine Lupe. Des kürzeren Ausdrucks wegen nenne ich diese Farbe oft auch **„Innenfarbe“** und bezeichne sie mit „δ“. Die von Szielasko (1913) angewandte Benennung als **„Substanzfarbe“** vermeide ich, weil es sich zwar meist, aber nicht immer um die Farbe der Schalensubstanz, also der ganzen Schale handelt, sondern zuweilen nur um eine Zone dieser, z. B. allein um die Mammillen oder bloß um die Prismen, wenn nicht gar nur um die oberflächliche Grundfarbe oder um die Schalenhaut, im letzten Fall z. B. bei den Spechten. Da diese Haut stets weiß ist und das Licht meistens gut durchläßt, beeinflußt sie die durchscheinende Farbe in der Regel nicht, ausnahmsweise aber doch, wenn sie durch Bebrütung oder durch Behandlung mit Chemikalien bei der Entleerung der Eier oder durch unvollständige Entfernung des Inhaltes gelb bis braun geworden ist. Abnorme Färbungen der Schalenhaut als seltene Ausnahmen sind erwähnt im Abschnitt „Die Schalenhaut“ (Seite 697). Als Innenfarben sieht man meist **weiß** oder **grün**, dann auch häufig **gelb** und **orange**, seltener blau, braun, terrakott und blutrot. Mischtöne im δ kommen selten vor, dann offenbar verursacht durch das ausnahmsweise Zusammenwirken der Färbung innerhalb der Kalkschale mit der Grundfarbe und der Schalenhaut, vor allem aber durch das häufig völlige oder teilweise Ausbleichen des Oocyans bei grün oder blau durchscheinenden Schalen. Aus diesem letzten Grund schlägt grün oft in gelb um oder in orange, blau in grün (z. B. bei *Crotophaga*). Das kann innerhalb des Geleges verschieden ausfallen, so tieforange **und** grün in einem unzweifelhaft sicheren Gelege von *Sterna sandvicensis*, ebenso bei *Tockus erythrorhynchus* und *Phoenicopterus ruber roseus* gesehen und bei nicht wenigen anderen Arten. Bekannter ist die Verfärbung von bläulichweiß und grün in gelbe Töne bei den Störchen, manchen Geiern (*Aegypius, Gyps, Pseudogyps*) und anderen Greifvögeln (*Circaetus, Haliaeetus, Elanus, Pernis* u. a.), besonders bei alten Exemplaren, obwohl auch bei solchen das Grün oft dauernd erhalten bleibt. Daher ist Reys Trennung von *Pernis* und *Pandion* in zwei verschiedene δ-Gruppen irrig. Beide scheinen frisch grün durch, beide können später in gelb ausblassen. Man sieht das Grün auch an **alten** Scherben, wenn man die Schalenhaut ablöst und mittels verdünnter Säure nachhilft. Dieses Verfahren läßt auch sonst die Färbung der Mammillenzone besser erkennen als die Betrachtung mittels Lupe

an der Bruchkante. Solchen und anderen Zwecken dient meine reiche Scherbensammlung, an deren Material die feineren Schalen-Untersuchungen durchgeführt wurden, von denen in diesem Buche die Rede ist. Konstant ist δ fast nur bei solchen Arten, deren Schalen überhaupt kein Oocyan enthalten, und die dann weiß oder gelblich oder rötlich durchscheinen, oder die so reich mit dem blauen Pigment durchsetzt sind, daß selbst bei starkem Ausbleichen ein Teil erhalten bleibt und nur eine Aufhellung des Farbtons eintritt. Dessen Intensität hängt natürlich auch von der Schalendicke ab und ist am höchsten bei durchgefärbten Schalen, z. B. blau bei *Plegadis, Crotophaga, Guira, Prunella,* rot bei *Cettia, Chthonicola.* Indessen gibt es z. T. sogar sehr intensive δ auch in Fällen, bei denen man das nach der äußeren Erscheinung nicht erwartet, z. B. bei manchen dickschaligen, **hell** lehmfarbenen afrikanischen Frankolineiern ein leuchtendes Blutrot (*squamata, böhmi*) und Tieforange (*bicalcaratus, fischeri, cranchi*), bei elfenbeinfarbenen grün (*rovuma, granti*).

I) Unerwartetes findet man auch sonst öfters. So ein schönes Blaugrün bei *Phalacrocorax, Sula* und Pinguinen mit außen weißen Schalen, bei *Nothura* mit außen schwarzen, grün auch bei *Gymnogenys*, obwohl das Ei außen dick rotbraun beschmiert ist. Ähnlich bei manchen *Elanus*, im Gegensatz zu den Falkeneiern, die ausnahmslos bräunlichgelb durchscheinen. Da auch bei den außen dunkelsten Falkeneiern δ **hell** braungelb erscheint, ist das die Wirkung der Schalensubstanz, in der bräunliches Pigment so fein verteilt ist, daß die Schale weiß erscheint, wie oft. Erst die Anhäufung durch die ganze Dicke der Schale läßt den gelblichen Ton erkennen, der nichts mit der äußeren Färbung zu tun hat. Die außen dunkelbraunen bis fast schwarzen Eier von *Arachnothera magna, Pycnoptilus floccosus, Hylacola* und die (falschen?) von *Cyanerpes cyanea* (Bd. III, S. 321) scheinen auffallend hell durch, fast weiß, isabell bis gelblichgrau, die rötlichgrauen von *Pitohui ferrugineus* hellorange bis gelb. Die graugrünen Schalen von *Cygnus olor* und *Chenopis atrata* zeigen nicht grün, sondern orange, die rötlichen Eier von *Cissilopha sanblasiana yucatanica* nicht rot, sondern erbsengelb, die rosaweißen von *Monarcha cinerascens impediens* gelbgrünlich. Trotz lederbrauner Oberfläche scheinen die Eierschalen von *Jacana* gelbgrün, die von olivbraunen *Hydrophasianus* dunkler blaugrün durch. Bei rosafarbenen *Hippolais icterina* ist δ oft hell- bis dunkelorange. Die ganze Familie der **Tinamidae** weist grüne Töne der durchscheinenden Farbe auf, ganz blasse bis sehr dunkle, obwohl die Außenfarben weißlich rosa, lehmbraun, blaßblau, dunkel blaugrün, pflaumenartig violett oder ganz schwarz sind. Hier erkennt man keinen **Einfluß der Grundfarbe**, der jedoch bei anderen Arten vorkommt. So bei vielen erythristischen und auch sonst rot gefleckten Eiern, wo der rötliche Ton mehr oder weniger deutlich im δ auftritt, zu sehen bei roten *Larus argentatus, Fringilla coelebs, Ramphocoris clot-bey,* bei *Climacteris* und mehreren Meliphagiden, bei rötlichgelben *Monticola,* bei den rötlichen *Megalurus macrurus, Donacobius atricapillus* und den amerikanischen *Troglodytes* im Gegensatz zu den immer reinweiß durchscheinenden Eiern der paläarktischen Zaunkönige. Weiße *Cistothorus platensis stellaris* haben δ weiß, braune *C. palustris* aber braun. Andererseits scheinen z. B. meine erythristischen Eischalen von *Turdus merula mandarinus* ebenso grün durch wie normal grüngrundige. Blau durchscheinende Eier bei **Höhlenbrütern** sind nicht häufig, aber doch bei *Phoenicurus,* einzelnen Muscicapiden, bei Starenartigen und einer Anzahl Webern vertreten. Ähnliche Ausnahmen oder Widersprüche gibt es noch mehr, so daß sich keine rechte Regel entdecken läßt. Ein Einfluß der **Nahrung** – vegetabilisch oder animalisch – wurde noch nicht festgestellt.

II) Als Unterscheidungsmerkmal kommt der durchscheinenden Farbe (δ) einige Bedeutung bei, wenngleich nicht in dem Maße, wie Rey und andere gehofft hatten. Schuld daran ist vor allem die Vergänglichkeit des Oocyans, soweit dieses im Inneren der Schale sehr fein verteilt ist. Auf Bruchkanten läßt es sich oft nicht erkennen. So geht das verschiedene δ bei den Störchen ineinander über (grün in gelb), auch bei *Gyps* und *Aegypius*, bei *Circaetus* und *Haliaeetus* ist es als Kriterium nicht ganz zuverlässig. Aber da *Falco*-Eier niemals grün durchscheinen, lassen sich ähnliche *Elanus* trennen, obwohl auch bei ihnen gelegentlich gelb vorkommt. *Neophron* hat δ in der Regel gelblich, ganz ähnliche *Necrosyrtes* zeigen grün. Bei *Garrulus* ist δ gewöhnlich grün, aber bei zweien meiner

Sammlung orange. Im Katalog der Sammlung v. Erlanger (S.513) wird ein fast weißes Gelege von *Falco subbuteo jugurtha* erwähnt. Da es grün durchscheint, ist es kein *Falco,* sondern gehört wohl zu *Circus.*

Das über und über rotbraun beschmierte Ei von *Gymnogenys typus* gleicht vollkommen einem großen Falkenei, aber seine **grüne** Innenfarbe legitimiert es als **nicht** zu den ausnahmslos **gelblich** durchscheinenden **Falconidae,** sondern zu den **Accipitridae** gehörig. Die z.T. *Larus genei*-ähnlichen Eier der *Larus brunnicephalus* scheinen **grün** durch, jene aber **gelb.**

Gelb durchscheinende *Meleagris*-Eier, die einer Berliner Handlung als *Tetraogallus* zugegangen waren, die grünliches ð zeigen, konnten entlarvt werden. Im Wiener Museum waren die Eier von *Balaeniceps* und *Anser anser* vertauscht. Das Versehen konnte durch das grüne ð berichtigt werden, das auch die Unterscheidung äußerlich ganz ähnlicher glattschaliger Pelikaneier von denen des Schuhschnabels leicht macht. Reys „*Daption capensis*"-Eier entpuppten sich als *Circus brasiliensis buffoni,* die wie jene gelb durchscheinen, was damals noch nicht bekannt war; alle andern *Circus* scheinen grün durch. Einander sehr ähnliche Eier lassen sich durch ð trennen: *Necrosyrtes* (grün) von *Neophron* (orange), *Emberiza citrinella* (ð weißlich) von *Icterus baltimore* (ð grün) oder *Tetrao* (gelb) von *Centrocercus* (grün), oder *Brachyramphus* (gelb) von *Guara alba* (grün) und ungefleckt weiße *Caprimulgus* (grünlich) von Taubeneiern (gelb), abnorm weiße Greifvogel – von Euleneiern. So kann das ð zusammen mit anderen Kriterien Irrtümer aufklären, wobei natürlich die Variation zu berücksichtigen ist.

III) Beispiele für die durchscheinende Farbe in unseren Eierbeschreibungen. Sie entspricht eventuell der äußeren Grundfarbe. Hier seien bloß noch einige Beispiele zusammengestellt:

1. Besonders dicke und stark auch innen pigmentierte Schalen lassen überhaupt kein Licht durchfallen. Sie erscheinen daher im Inneren schwarz. So bei *Aptenodytes, Dromiceius, Grus, Otis, Gavia, Menura.* Aber *Struthio* mit immer heller Schale scheint orange durch, *Casuarius* grün.
2. ð weiß: *Arborophila, Colinus, Coracias, Merops, Alcedo, Galbula, Apus, Trochilus, Trogon, Pteroptochos, Philepitta, Cinclus, Pomatorhinus, Dicaeum, Montifringilla, Tersina,* Estrildidae, *Pseudopodoces* mit immer ungefleckten Eiern. Dazu viele Arten mit auf weißem Grund gefleckten Eiern: Pittas, Schwalben, Sylvien, Meisen, Paruliden, Pirole, Bachstelzen, Lerchen, Icteriden u.a. Bei den Eiern der Spechte, Capitoniden u.a. ist die weiße Farbe wesentlich durch die weiße Schalenhaut verursacht, die von ihr befreite Kalkschale ist schon von außen her wachsartig grauweiß durchscheinend.
3. ð gelblich, teils rein und hell, teils dunkler in orange übergehend: *Struthio, Apteryx, Diomedea, Puffinus, Pelecanus, Chauna, Anser,* viele *Anas,* manche *Megapodius,* alle *Falco, Tetrao, Lagopus, Meleagris,* die meisten Rallen, alle Tauben, Papageien, Eulen, *Buceros, Colius, Conopophaga,* die meisten Dendrocolaptiden und Meliphagiden.
4. ð rosa: *Apaloderma, Climacteris, Hippolais, Nesillas, Phragamaticola, Ortygocichla* und andre rosagrundige Arten mit Ausnahme von *Crypturellus undulatus* (ð grünlichweiß).
5. ð orange: *Megapodius, Gennaeus, Pavo,* die dickschalige Gruppe der *Francolinus*-Eier, *Gypaetus, Phaethon, Pterocles indicus* und *bicinctus, Steatornis, Ailuroedus viridis, Corvus capensis.* Bei kleineren Arten nicht gesehen. Aber einmal bei *Porzana porzana* dunkelorange und hellgrün im Gelege!
6. ð terrakottbraun bis blutrot: nur bei Arten mit ebensolcher oder ähnlicher Grundfarbe, teils gar nicht, teils kräftig braunrot gefleckt. *Onychorhynchus swainsoni, Chthonicola, Cettia, Prinia* (z.T.), *Megalurus macrurus, Donacobius, Phyllastrephus flavostriatus.* Einige **hell**-bräunliche *Francolinus* und lebhaft braunrote Haushuhneier der Brahmarasse scheinen ebenfalls leuchtend blutrot durch. Sehr schön auch *Cissilopha beecheii.*
7. ð grün: in verschiedenen Tönen außerordentlich weit verbreitet, insbesondere bei allen Eiern mit grüner und blauer Außenfarbe und bei den vielen außen weiß abgedeckten mit grüner oder blauer Färbung der Prismenzone oder der Mammillen, z.B. fast alle Accipitridae. Dabei erscheint ein reineres **Blau** seltener als grün. Man findet es aber z.B. bei den blauen und blaugrünen Eiern von *Plegadis, Turdus philomelos, migratorius, Catharus fuscescens,* bei *Phoenicurus, Prunella, Hodgsonius, Saxicola, Galeoscoptes, Carpodacus, Pyrrhula, Poospiza, Spizella.* **Grün** bei *Casuarius, Tinamus, Spheniscus, Sula, Phalacrocorax, Ardea, Balaeniceps,* bei Störchen (z.T.), Ibissen, Flamingos, Enten (z.T.), Adlern, Bussarden, Weihen, Sperbern und Habichten, aber niemals bei den echten Falken und *Gypaetus.* Grün ð ferner bei vielen Phasianidae, bei einigen Rallen, den meisten Strandläufern, Schnepfen, Möwen, bei diesen drei Familien aber oft in gelbe und graue Töne abgewandelt. Rein grün weiter bei den Alken und manchen Kuckucken. Im

System folgen nun, von *Upupa* und *Phytotoma* abgesehen, als große Lücke viele Familien, in denen **grün** durchscheinende Eischalen entweder gar nicht oder nur vereinzelt vorkommen. Solche Ausnahmen sind bei den Caprimulgiden nur *Chordeiles* und einzelne *Caprimulgus*, bei den Trogoniden nur *Pharomachrus*, bei den Formicariidae nur *Grallaria*, bei den artenreichen Dendrocolaptiden bloß *Phleocryptes* und *Limnornis*, bei den Cotingiden nur *Phibalura*. Häufiger ist grün wieder bei den Muscicapiden, wie bei *Ficedula hypoleuca*, *Petroica*, *Bradornis*, bei den Campephagidae und bei den folgenden Familien: Timaliidae: *Turdoides*, *Garrulax*, *Babax* u.a. Mimidae: alle Arten, ausgenommen erythristische Eier. Ebenso alle Turdidae ohne die Arten mit reinweißer Grundfarbe (z.B. nicht bei *Phoenicurus ochruros*, *Ephthianura*, *Enicurus velatus*) und ohne die fuchsig gefleckten *Monticola* und *Erithacus rubecula*. Bei den Sylvien weniger oft grün und auch dann meist bloß recht hell: *Acrocephalus*, *Sylvia* (z.T.), viele *Cisticola* und *Prinia*. Ein Teil der Laniidae, Zosteropidae. Undeutlich und blaß bei den Motacillidae und Alaudidae. Unter den Meisen ist δ grün nur bei *Auriparus*, *Cephalopyrus und Chamaea*. Grün, wenngleich blaß, scheinen auch die meisten Fringillidae durch, unter Ausschluß fast nur der Eier mit weißer Grundfarbe. Unter den Tangaren gehören hierher bloß *Piranga* und *Ramphocelus*, während sich bei den Ploceiden und Icteriden eine größere Anzahl Arten findet. Schließlich bleiben für δ grün noch zu erwähnen alle Stare, Glanzstare und die meisten Rabenartigen.

Bei Arten mit weißen **und** mit blauen Eiern scheinen die Schalen entsprechend ihren Grundfarben durch, so bei *Phoenicurus*, *Zosterops*, *Paradoxornis webbiana*, *Diplootocus*, manchen Ploceiden, also gemäß der Regel. Ebenso bei den verschiedenen Farben der Reiher-Eier, weiß, gelb, grün, blau, braun, immer wie außen. Im ganzen scheint die Entwicklung nicht auf eine gleiche Innenfarbe abzuzielen, denn die höher stehenden Passeriformes sind auch in dieser Hinsicht eher stärker differenziert als die übrigen Ordnungen.

IV) Von außen unsichtbare Flecke. Mittels Durchleuchtung erkennt man besonders bei dünnen Eischalen oft ein **Durchscheinen der Zeichnung,** zuweilen deutlicher als von außen zu sehen, selbst an der Oberfläche unsichtbare Flecke, wie auffällige Beispiele bei *Cariama cristata* und *Balearica* erwähnt werden. Weißen, dünnschaligen Eiern verleiht der Dotter ein rosiges Aussehen, was jedoch nichts mit einer durchscheinenden Färbung in unserem Sinn zu tun hat.

V) Zusammenfassung

1. Die durchscheinende Farbe (δ) ist immer ganz gleichmäßig diffus verteilt. Sie kann weiß, gelb, orange, braun, grün, blau, rot sein.
2. Die Fleckung der Eier bleibt ohne Einfluß, abgesehen davon, daß sie bei nicht zu dicken Schalen von innen als graue Schatten durchschimmern kann, auch bei äußerlich ungefleckten Exemplaren.
3. Bis auf einige Ausnahmen (S. 683) stimmt bei frischen Eiern die durchscheinende Farbe mit der äußeren Grundfarbe überein, kann aber nicht nur wie gewöhnlich dunkler als diese, sondern auch heller sein. Bei alten Stücken kann nachträgliche Verfärbung Abweichungen verursachen.
4. Weißes δ zeigt zwar zuweilen einen blaßfarbigen Hauch, schlägt aber auch dann nie in eine ausgesprochen andere Farbe um, insbesondere nicht in Grün.
5. Ein reines Blau als δ ist ziemlich selten, auch braun. Noch seltener ist orange bei kleinen Eiern, am seltensten rot bei allen.
6. Ein helles Grün ist am unbeständigsten, ändert oft in Richtung auf unreine, mehr gelbliche Töne ab, weil das Oocyan zum Ausbleichen neigt. Dabei kann eine Verfärbung der Schalenhaut infolge Bebrütung mitwirken.
7. Dunkelgrün durchscheinende Eischalen mit weißer Kalkdecke bewahren ihre Innenfarbe dauernd, ebenso rote Eier ihre rote.
8. Sehr dicke und stark dunkel pigmentierte Schalen erscheinen innen schwarz.
9. δ ist praktisch unabhängig von der Farbe der Oberfläche, ist auch nicht immer ein Beweis für völlig durchgefärbte Schale, sondern kann von einer allein gefärbten Mammillen- oder Prismenzone herrühren.
10. Diagnostische Bedeutung hat die durchscheinende Farbe nur in beschränktem Maße, da sie

durch Lichteinfluß und Alter sich ändern kann und in vielen Fällen selbst innerhalb der Art variiert.

Im Schrifttum finden sich Angaben zu diesem Thema nur für mitteleuropäische Eier, so bei REY (1905), VAN PELT-LECHNER (1910) und SZIELASKO (1913). Hier wie auch bei sonst noch verstreuten Äußerungen zur Sache waren nicht wenige Irrtümer festzustellen. So z. B. in KOENIGS Katalog, wo δ angeblich durch die Schalenhaut verursacht wird, ganz wie bei BAKER, der auch zwar richtig *Buteo* grün, aber *Milvus* irrig gelb durchscheinen läßt. Das „Handbook of British Birds" (WITHERBY u.a.) läßt bei *Alca* und *Uria* die Schalenhaut (inner membrane) grün durchscheinen, es ist aber die Kalkschale. Die Schalenhaut ist weiß.

o) Korrelation Wanderungsweite und Eifärbung. Ausgehend von der Annahme, daß Zugvögel aus mehr nördlichen Gegenden, die also weitere Wanderungen machen müssen, stärker gefleckte Eier haben als Standvögel und solche mit weniger weiten Wanderungen, gibt AVERILL (1924) für nordamerikanische Arten eine dies bestätigende Zusammenstellung. Amerikanische Vögel im Nordwesten ziehen weniger weit als die im Nordosten, südliche haben kürzere Wanderwege als nördliche. Tatsächlich zeigt sich, daß innerhalb der Familie oder der Art in den südwestlichen Staaten oft blassere, wenig oder gar nicht gefleckte und mehr weiße Eier vorkommen, wo die kürzeste Wanderung stattfindet. Hier einige seiner Beispiele für Steigerung von Westen nach Osten und von Süden nach Norden, wobei meines Erachtens aber auch klimatische Unterschiede mitsprechen. Höhlenbrüter bleiben außer Betracht, weil dabei Dunkelheit und besserer Schutz, also andere Ursachen die Pigmentverminderung bewirken können.

Lagopus leucurus im Westen im Gegensatz zu allen Gattungsverwandten feine, wenig dichte Punktierung statt dichter grober Fleckung.

Dendragapus obscurus im Westen nur schwach gezeichnet.

Canachites canadensis im Norden reich und dunkel pigmentiert.

Chordeiles minor henryi hat im Westen hellere Eier als die anderen Rassen im Osten.

Caprimulgus vociferus setosa und *arizonae* im Südwesten beinahe ungefleckt, die östliche Nominatrasse gut gefleckt. *Phalaenoptilus* im Westen weiß, ganz oder fast fleckenlos. Im Westen und Südwesten also die hellsten Caprimulgiden-Eier.

Vireo: nur *atricapillus* (Texas und Mexico) besitzt ungefleckte Eier.

Parulidae: bei *Vermivora* Zunahme der Zeichnung nach Norden hin. Die südlichste Art, *Vermivora bachmanii*, hat reinweiße Eier. (Nebenbei bemerkt: ähnlich bei *Excalfactoria*, *adansoni* in Afrika ungefleckt, *chinensis* in Indien fein punktiert, *lepida* in Neuguinea dicht und dunkel pigmentiert, also derselben Regel folgend, Steigerung von Westen nach Osten, von Süden nach Norden, wenngleich ohne Zusammenhang mit den Wanderwegen).

Calcarius lapponicus: reich pigmentiert, *ornatus* und *mccownii* im Westen schwach.

Junco phaeonotus palliatus: einzige Art der Gattung ohne Zeichnung, ein Beispiel für schwache Fleckung bei **eng begrenzter Verbreitung**, in der AVERILL ebenfalls einen Grund für Abnahme der Zeichnung sieht.

Spizella atrogularis von Mexico und SW-Küste der USA: einzige Art der Gattung ohne Fleckung gegenüber den gefleckten Eiern der mehr nördlichen und östlichen Arten und Rassen.

Pipilo arcticus: als nördlichste Art am stärksten gefleckt. (vergl. Bd. III, S. 214).

Tangavius (= *Molothrus*) *aeneus*: die einzige Art mit ungefleckten Eiern unter den vielen Icteriden ist eine südwestliche.

Toxostoma arenicola und *crissale*: nur diese SW-Rassen erzeugen ungefleckte Eier und sind zugleich Beispiele für **höheren Glanz** solcher gegenüber den gefleckten. Das aber gilt ganz allgemein, wie auch die Steigerung der **Grundfarbenintensität** beim Abnehmen der Zeichnung.

AVERILL deutet dann noch an, daß die am stärksten gefleckten Eier der obigen Arten zugleich die **länglichsten** sind. Zum Beispiel erscheinen ihm auch die südlichen und südwestlichen weißen Finkeneier rundlicher als die nördlichen gefleckten, die einfarbig blauen Drosseleier rundlicher als die anderen, was sich m. E. aber nicht verallgemeinern läßt und erst näher untersucht werden müßte, wie diese ganze Frage.

Klarer ist die Korrelation von **Flügellänge und Pigmentierung**, eigentlich dieselbe wie zwischen weitem Wanderweg und kräftiger Zeichnung. Die am weitesten ziehenden Vögel besitzen eben längere und spitzere Flügel.

p) Subspecifische Variation der Eifärbung und Größe (vergl. S. 686 bis 689). Man ist geneigt, die Frage nach der Unterscheidbarkeit der Eier bei den **Subspecies** von vornherein zu verneinen, und das erscheint im allgemeinen auch berechtigt. Die oft nur subtilen Verschiedenheiten der Rassen sind äußerer Natur und lassen keinen Einfluß auf die Eier erwarten. Überdies ist der Charakter in ganzen Familien so einheitlich, andrerseits bei vielen Arten so stark variant, daß sich Unterschiede bei den einzelnen Rassen gar nicht bemerkbar machen können, wenn nicht ein sehr großes Material vorliegt, woran es oft fehlt. Bei den verschiedenen **Arten** findet man es ganz begreiflich, wenn die Eier ebenfalls verschieden sind. Aber die Grenze zwischen Species und Subspecies schwankt selber. Schon bei der Trennung der Gattungen ist es doch so, daß im früheren System die Eier innerhalb der Gattung stark variieren konnten, während sie in den aus ihr hervorgegangenen neuen Gattungen oder Subspecies das nicht mehr tun, weil eben die Eifärbung oder sonstige Eieigenschaften bei der Aufspaltung mitspielten. Es ergab sich öfter – mit oder ohne Absicht – **eine bessere Anpassung der Systematik an den oologischen Befund**. Solange *Podoces* und *Pseudopodoces* nicht getrennt waren, lag innerhalb der Gattung *Podoces* oologisch Uneinheitlichkeit vor, bei *humilis* einfarbig weiße, bei den anderen Arten bunt und reichlich gefleckte Eier. Infolge der Trennung ist jedes der beiden genera oologisch einheitlich. Ebenso bei *Pomatorhinus* und *Pomatostomus*. *Rhea* mit rahmfarbenen, kommaporigen Eiern ist für sich oologisch einheitlich, wie *Pterocnemia* mit ihren giftig gelbgrünen Eiern ohne Kommaporen. Die **alte** Gattung *Rhea*, die beide umschloß, war demnach uneinheitlich. Ähnlich bei Species und Subspecies. Aber auch im Rahmen der heutigen Auffassung dieser gibt es eine Reihe oologisch verschiedener Rassen (die wir dem Begriff der „Form" und der Subspecies gleichsetzen), wie folgende Beispiele zeigen. Weiteres im Systematischen Teil.

Struthio camelus: camelus und *syriacus* fast ohne sichtbare Poren. Die übrigen 4 Rassen haben deutliche, z. T. sehr auffallende Poren.

Cathartes aura falklandica: meistens viel spärlicher gefleckt als die Eier der anderen Rassen.

Crypturellus n. noctivagus blaßblau, *n. dissimilis* dunkler blau.

Excalfactoria adansonii ungefleckt, *ch. chinensis* spärlich punktiert, hell, *ch. lepida* kräftig gefleckt, dunkel.

Francolinus hildebrandtii fischeri dickschalig (Rg = 19 %), *h. grotei* dünnschalig (8,4 %).

Francolinus sephaena thompsoni dünnschalig (10,4 %), die übrigen 4 Rassen unserer Liste dickschalig (19 bis 26 %).

Alectoris rufa laubmanni. Eier kleiner als die aller anderen Rassen, obwohl es sich nur um auf die Balearen eingeführte *r. rufa* handeln soll.

Alectoris g. graeca ungefleckt, die anderen Rassen gefleckt.

Rallus a. aquaticus: erheblich weniger gefleckt und Eigestalt gestreckter (k = 1,39) als bei *a. indicus* (k = 1,34). Noch gestreckter bei *a. korejewi* (k = 1, 46). Selbstverständlich handelt es sich bei all solchen Zahlen um Durchschnittswerte, die freilich nur dann zuverlässig sind, wenn aus einer genügenden Anzahl untersuchter Objekte gewonnen, die nicht immer vorlag.

Chlidonias h. hybrida und *h. indica*: steinfarbener bis graugrünlicher Grund, *h. javanica* vorwiegend bräunlicher Grund.

Clamator j. jacobinus: blau, *j. serratus*: weiß.

Cuculus fugax hyperythrus blaßblaugrün, groß (5,60 g), relativ dünnschalig Rg = 5,4 %, *f. nisicolor* braun, klein (3,10 g), Rg 6,4 %.

Cuculus c. canorus und *c. bangsi* zeigen dasselbe hohe relative Schalengewicht (7,0 % d = 0,10 mm), der größere *c. bakeri* hat gegen die Regel ein niedriges (5,8 % d = 0,09 mm) und variiert wie der kleine *bangsi* weniger in der Färbung.

Cuculus p. poliocephalus hat im West-Himalaya nur fast elliptische, ungefleckt weiße Eier, gut angepaßt, ebenso in China und Japan nur einfarbig terrakottrote ebenso geformt, trotz gleicher Vogelgröße größer (G = 2,75 g) als die von *p. rochii* (G = 1,90 g) aus Madagaskar mit gänzlich anderer Färbung, die sehr konstant weiß mit dunkelbraunen, schwärzlichen und grauen Fleckchen besonders im oberen Drittel des spitzbreitovalen Eies, ähnlich wie bei *Hirundo rustica*, nicht angepaßt.

Chordeiles minor minor im Nordosten hat dunklere Eier als die Südwestrasse *m. henryi*.

Caprimulgus v. vociferus im Osten ist bedeutend besser gezeichnet als die Südwesttrassen *v. arizonae* und *v. setosus* mit ihren praktisch fleckenlosen Eiern es sind.

Caprimulgus i. indicus: Grund rahmgelb oder mehr rötlich getönt (ähnlich dem *macrurus*-Typ). Dagegen *i. jotaka* in Japan und *i. hazarae* im S-Himalaya Grund weiß (*C. europaeus*-Typ), daher von westlich ande-

rem Gesamteindruck. Japan-Eier am größten.

Caprimulgus m. macrurus: reiche, oft etwas verschwommene, grobe Fleckung, auch Unterflecke, bei *m. atripennis* spärliche scharf abgesetzte dunkle Punkte, keine Unterflecke. Beide Zeichnungstypen konstant völlig verschieden und unverkennbar.

Eurocephalus a. anguitimens: wie ausgeblaßte Eier von *Turdus viscivorus* (Hoesch coll.) oder wie grob und dicht grau gefleckte von *Passer domesticus* (Andersson coll.). Dagegen, *a. rüppelli* teils wie grau und blaßbraun gewölkte Eier von *Sylvia nisoria*, teils mit großen lehmbraunen und dunkleren Blattern. Beide Typen von denen der Nominatrasse abweichend.

Erithacus rubecula superbus: blau getönter Grund häufiger als bei den anderen Rassen.

Turdoides p. plebejus: blau, nelkenrot, lilarötlich, lachsfarben, die andern Subspecies nur blau bis blaugrünlich bekannt (vergl. *Prinia inornata*).

Geokichla s. sibirica: vorwiegend ähnlich *Turdus viscivorus*. Dagegen *s. davisoni* vorwiegend ähnlich *T. merula*.

Saxicola f. ferrea: gefleckt, *f. haringtoni* konstant ungefleckt blaugrün.

Erythropygia g. galactotes: große Serie tunesischer Eier in Sammlung v. Erlanger fast durchweg fein gleichmäßig gestrichelt (gefrickelt). Mehrere durch Nejiwoff in Naryn-Przewalski gesammelte Gelege von *g. familiaris* enthielten kein gefrickeltes, nur zart bis grob gefleckte Eier.

Acrocephalus paludicola: nur in Brandenburg/Havel dunkelbraune Eier, im übrigen Gebiet hellgelbbraune bis graugrünliche.

Acrocephalus a. agricola und *a. stevensi*: gelbbrauner Grund mit groben Flecken. Bei *a. haringtoni* und *a. hokrae* grünlichweißer Grund mit zarten Flecken. Im Gesamteindruck zwei auffallend verschiedene Färbungstypen.

Prinia g. gracilis und *g. deltae*: stark glänzend, auf blaß fuchsigem Grund dunkler gewölkt, dazu ein Kranz von fuchsbraunen Fleckchen. Dagegen *g. stevensi* und *g. lepida* grünlichweißer Grund mit verstreuten kleinen braunroten Flecken und Punkten, wie winzige Zwergeier der Amsel, weniger stark glänzend.

Prinia inornata: die 7 Subspecies unter Liste im Systematischen Teil zeigen verschiedene Färbungen zwischen Blau und Nelkenrot, ähnlich wie bei *Turdoides plebejus*.

Sylvia atricapilla heineken: hat auf Madeira und auf den Canaren u. a. weiße Eier mit roten Punkten, eine Varietät, die bei der Nominatform nicht vorkommt.

Sylvia h. hortensis: Zeichnung ähnlich wie bei *S. curruca*. *Sylvia h. crassirostris*: meistens nicht *curruca*-ähnlich.

Urosphena p. pallidipes: dünnschalig, purpurn ziegelrot bis purpurn schokoladenbraun, aber *p. osmastoni* dickschalig, heller und viel stärker glänzend, leuchtender ziegelrot bis kastanienrotbraun.

Cristicola. Auch diese Gattung enthält Beispiele für subspecifische Variation, so bei *C. cantans cantans*, *c. pictipennis* und *c. münzneri*. Weitere Fälle nach Lynes im Systematischen Teil.

Nectarinia kilimensis: ganz verschiedene Färbung bei den Rassen *arturi* und *gadowi*.

Nectarinia senegalensis: bei den Subspecies recht verschiedene Eier, aber auch jede für sich sehr variant in Färbung.

Chloris sinica: während *s. minor* und *s. kawarahiba* Eier vom Typ *Chloris ch. chloris* haben, und die von *s. ussuriensis* aus dem Amur- und Ussuriland diesen praktisch gleichkommen, weichen die durch Beick gesammelten, dieser Rasse bedingt zugeschriebenen fast 100 Eier aus Kansu ab, indem sie *s. sinica*-ähnlich auf glanzlos bläulichweißem Grund nur spärliche, feine schwärzliche Punkte tragen.

Emberiza f. fucata, arcuata und *fluviatilis*: über und über äußerst dicht und ganz gleichmäßig feinst punktiert oder gefrickelt, fast einfarbig lehmbraun, keine Unterflecke. Bei der japanischen Form *f. laubmanni* unvergleichlich anders, auf weißem Grund nur wenig dicht helle und dunklere siennabraune Kritzel, Schnörkel und kleine Fleckchen, gemischt mit deutlichen lilagrauen Unterflecken. Also zwei völlig verschiedene Typen, ähnlich den beiden extremen Zeichnungen bei *Anthus trivialis*.

Man sieht hier wieder das Schwanken des Begriffs „oologisch uneinheitlich, variant". Vor der Spaltung der „*fucata*" war die Art oologisch variant, jetzt in zwei Formen je für sich oologisch einheitlich.

Carpodacus m. mexicanus und *m. ruberrimus*: blaugrüner Grund, mittelstark gefleckt. Dagegen deutlich verschieden bei *m. frontalis* und *m. clementis* blasser bläulichweißer Grund mit spärlichen Punkten und zarten Kritzeln. Diese beiden Unterarten stimmen überein mit *C. cassini, C. m. rhodocolpus, C. m. roseipectus* und *C. m. amplus*, die beiden ersten, dunkleren Formen aber mit *C. p. purpureus* und *p. californicus*. Rein oologisch geordnet, wäre also die Reihenfolge dieser 10 Arten und Rassen in unserer Liste eine andere.

Amphispiza b. bilineata ungefleckt weiß, *b. nevadensis* und weitere Rassen auf grünlichem Grunde braun gefleckt.

Cryptospiza salvadorii australis ungefleckt weiß, *C. s. kilimensis* weiß mit kleinen grauen Flecken.

Cyanocompsa c. cyanoides: einfarbig blau. Dagegen *c. caerulescens* weiß mit braunen Flecken.

Molothrus bonariensis: bei *M. b. occidentalis* und *b. venezuelensis* grüne, schwach gefleckte Eier, wie solche bei *b. bonariensis* niemals vorkommen, vollkommen verschieden.
Icterus c. cucullatus: als Zeichnung Wellenlinien und Schnörkel. Bei *c. sennetti* keine solchen, sondern Punkte und Fleckchen, recht konstant so.
Cyanopica c. cyana: bräunlicher Grund, daher konstant dunkler, als bei *c. cooki* mit rahmfarbenem bis grauweißem Grund, von dem sich die Zeichnung viel schärfer abhebt. Gesamteindruck wesentlich verschieden.
Aphelocoma ultramarina arizonae: ungefleckt dunkel blaugrün, alle anderen der Gattung gefleckt, heller und weniger blau.

Die Eigewichtsspalten unserer Maßlisten weisen die **Größenunterschiede** der Eier der verschiedenen Rassen gleicher Art übersichtlich nach, z. B. bei *Corvus corax* G = 20,3 bis 33,9 g je im Durchschnitt.

Wenn die Systematiker mehr als früher auch **oologische Kriterien** berücksichtigen werden, können diese, wennschon nicht für sich allein, noch manche Subspecies begründen, so doch wenigstens auf das mögliche Vorliegen solcher aufmerksam machen, sowohl durch Unterschiede in der Größe, als auch in der Färbung der Eier. Dieses Buch kann eine solche Berücksichtigung erleichtern.

q) Lokale Variation der Eier in Färbung und Größe bei derselben Rasse. (Vergleiche die vorigen beiden Abschnitte **o, p**). Gut bekannt ist längst die bedeutende Abänderung der Färbung und Zeichnung der Eier nicht weniger Arten und Rassen, ganz abgesehen von pathologischen Fällen. Erinnert sei nur an *Cuculus canorus, Anthus trivialis*, (dessen sämtliche Verwandte betreffend Färbung fast gar nicht so variieren), *Emberiza citrinella, Fringilla coelebs, Lanius collurio, Sylvia communis* und *atricapilla, Alca, Uria* und weitere in der Palaearktis oder in anderen Gebieten: *Molothrus bonariensis, Psarisomus dalhousiae, Dicrurus macrocercus, Aegithina tiphia, Chrysomma sinensis, viele* Ploceidae (*Ploceus v. velatus, velatus vitellinus, bojeri, xanthopterus, cucullatus, abyssinicus* u. a.), *Brachyramphus hypoleucus* u. a. Aber fast von keiner dieser Arten wurde bekannt, ob die eine oder andere Färbung in irgendeinem Gebiet dominiert, was zu erwarten ist, wie folgende Fälle es wahrscheinlich machen. Es sind jetzt deren weniger als früher, da manche durch die Aufteilung der Art in Rassen nicht mehr in diese Kategorie (Eier derselben Rasse) gehören. Überdies können konstante feinere Unterschiede nur in großen Serien erkannt werden. Solche liegen aber bloß in geringer Anzahl vor und wurden in dieser Hinsicht noch nicht genügend durchgearbeitet.

I) Bergmanns Regel, Sippen. Der Erforschung des Klimaeinflusses und der oologischen „Sippen" würde es dienen, wenn in Sammlungen mit entsprechend großem Material eingehender als bisher untersucht würde, wieweit **Bergmanns Regel** – in kälteren Zonen größere Rassen – auch für die Eier zutrifft. Innerhalb der Art müßten dann die Rassen der kälteren Zonen **größere Eier** haben als die Rassen der wärmeren Zonen, nicht nur nach der Eierregel mehr Eier im Gelege. Alles, was bisher darüber bekannt wurde, bestätigt diese Regel (vergl. S. 605). Über die „Sippen" mit gleicher Eifärbung ist bisher so gut wie nichts bekannt. 1928 sah ich aber im Brit. Museum einen ganzen Korb von *Uria*-Eiern, alle weiß mit roten Kringeln auffallend gezeichnet, aus einer Gegend. Schön erwähnt wurden die sehr großen Eier der Seeadler Grönlands. Etwas größer als bei uns sind in Finnland die Eier von *Bubo bubo, Falco peregrinus, Jynx torquilla*, dagegen eher kleiner die von *Grus grus* und *Charadrius hiaticula*. Die von *Somateria mollissima* und *Sterna paradisaea* in NO-Grönland zeigen aber keinen Unterschied gegenüber den unsrigen. Dagegen sind schon in England die Eier vieler Arten entschieden größer als anderwärts. Das lehrt ein Vergleich der Maße im „Handbook of British Birds" mit denen unserer Listen, obwohl darin auch die englischen Größen schon berücksichtigt sind. Zum Beispiel *Anas crecca, Falco tinnunculus, Coturnix, Perdix, Vanellus, Gallinula, Turdus, Saxicola, Oenanthe, Sylvia, Troglodytes, Delichon, Lanius, Corvus, Pica* u. a. mehr. Englische Kuckuckseier sind größer, deutsche kleiner als unsere Maßliste für das Gesamtgebiet angibt. Das gilt auch für die Eier von *Erithacus rubecula*, allerdings jetzt abgetrennt als Rasse *melophilus*, und die von *Turdus philomelos ericetorum*, ebenfalls subspecifisch gesondert. Größen- und Färbungs-Unterschiede der Eier können also helfen, Rassenunterschiede, Wert

einer besonderen Benennung zu erkennen, wie z. B. JOURDAIN schon vor der Aufspaltung solche voraussagte wegen der großen Eier von *Accipiter gentilis* aus Lappland und der kleinen aus Südeuropa und Nordwestafrika (vgl. unten S. 690). Auch GRIFFING BANCROFT (1929) machte aufmerksam, daß lokale Durchschnitts-Eiermaße als Hilfsmittel zur Abgrenzung der Gebiete von Unterarten dienen können.

Da größere Eier und deren mehr im Gelege eine reichlichere Ernährung oder einen größeren Legeabstand voraussetzen, müßten diese Bedingungen im Norden gegeben sein. Darüber scheint jedoch noch nichts bekannt zu sein, und sehr wahrscheinlich ist es nicht. Es spielen wohl noch unerforschte Faktoren dabei mit (Gen-Variation, Mutation?). Auch auf **Inseln** sind die Eier oft größer als die auf dem Festland, freilich nicht immer. Beispiele hierfür aus Grönland und England wurden soeben besprochen. Auf Trinidad sind in vielen Fällen die Eier derselben Art größer als in Venezuela, wie sich aus den durch BELCHER & SMOOKER (Ibis 1934–1937) ermittelten Maßen ergibt. Spitzbergen-Eier von *Rissa tridactyla* weisen größere Maße auf als solche aus England (D_{100} = 57,1 × 41,7 mm gegenüber D_{100} = 54,8 × 40,2 mm; die ersten wiegen 12 % mehr). Bei *Accipiter gentilis* stellen die Eier aus Korsika und Sardinien die kleinsten der Art dar.

Merklich kleiner als bei uns sind nach den mir von Dr. MAKATSCH gegebenen Maßen in Macedonien u. a. die Eier von *Podiceps, Anas, Ciconia, Recurvirostra, Sterna.* Selbst in **zueinander nahe gelegenen Gebieten** zeigen sich bei manchen Arten deutliche, wenngleich geringe Größenunterschiede, so nach dem reichen Material an Maßen, welches HELLEBREKERS (1949) und VERHEYEN (1967) publizierten. Danach sind schon in Holland die Eier größer als in Belgien bei *Oriolus, Emberiza schoeniclus, Galerida, Anthus pratensis, Certhia, Merula, Dendrocopos major, Circus aeruginosus.* Umgekehrt sind in Belgien größer als in Holland die Eier von *Coccothraustes, Carduelis, Emberiza hortulana, Motacilla flava, Regulus, Anas platyrhynchos* und *crecca, Tetrastes.* (Weitere Beispiele s. unten S. 690.)

II) Abänderung auf Inseln und in verschiedenen Höhenlagen. Auch Unterschiede in der **vertikalen Verbreitung** der Art wirken sich anscheinend in Größe oder Färbung der Eier aus und können zu besonderen Rassen oder Sippen führen. Hierzu findet sich bei SIR CHARLES BELCHER (Ool. Rec. 1937, S. 62) eine wertvolle Stellungnahme. An seinem früheren Wohnort Kinangop (Kenia-Kolonie) maßen in 2800 m Höhe über dem Meere die Eier von *Pycnonotus tricolor fayi* im Durchschnitt 25 × 17 mm, aber 700 m tiefer in Konza nur 22 × 16 mm. Er teilt auch völlig die Ansicht VAN SOMERENS, daß die für „gute Species" geltenden Formen *dodsoni* und *littoralis* lediglich geographische Rassen von *tricolor* sind. Es werde eben nicht beachtet, daß bei genügendem Höhenunterschied innerhalb einiger Kilometer Entfernung voneinander zwei verschiedene Rassen derselben Art leben können. „Wer nie die Vögel in freier Natur gesehen, weder ihre Nester noch ihre Eier kennt, auch nichts weiß von den plötzlichen Höhenwechseln in Afrika, der wird falsche Schlüsse ziehen. So, wenn wie hier, die Eier besser auf den Grad der Verwandtschaft hinweisen als die Flecke auf der Vogelbrust, auch wenn diese Tatsache denen nicht eingeht, welche die Oologie für eine wertlose Angelegenheit halten, die man nicht zu berücksichtigen braucht. Der wahre Kenner berücksichtigt beides." BELCHER gibt dann noch andere Beispiele. Nach ihm messen 12 Eier der *Saxicola torquata axillaris* bei Kinangop (2600 m) 20,1 × 14,8 mm, in den tiefer gelegenen Mzimba und Misuku Hills (Nord-Niassaland) Eier der nächstverwandten *Saxicola torquata robusta* ≷ *stonei* nur 18,5 × 13,8 mm. „Die Eigröße dieser Art wächst stark mit der Höhe" (Oologists' Record 1950, S. 7). – Umgekehrt haben aber die Gebirgsformen von Nandu und Flamingo in Südamerika kleinere Eier als die in den Ebenen.

III) Weitere Beispiele für Variation der Eier bei derselben Rasse:

Hydrobates pelagicus: Auf den Pityusen scheinen die Eier vorwiegend, wenn nicht immer, ungefleckt zu sein. Von den 13 Gelegen im Museum Bonn ist keines gezeichnet, im Gegensatz zu solchen von den atlantischen Küsten.

Nycticorax nycticorax: Nach PRAZÁK (J. f. Orn. 1898) sind die Eier aus Ostgalizien viel dunkler als die aus der Dobrudscha.

Branta bernicla: KOENIG fand, daß auf Spitzbergen in Jahren mit günstiger Witterung die Eier größer und dickschaliger waren als in solchen mit viel Nebel und Eis. Bei *Plectrophenax nivalis* war es ebenso.

Somateria, Mergus, Podiceps: Nach GOEBEL sind die Eischalen an den Küsten leichter als im Binnenland, was er mit dem verschiedenen Kalkgehalt der Nahrung in Zusammenhang bringt.

Podilymbus podiceps: Eier in Niedercalifornien sind größer als im Osten der USA.

Aquila chrysaetos: in Alaska die größten Eier (BENDIRE). Auch schottische sind groß.

Haliaeetus leucocephalus: legt nach BENDIRE in Florida kleinere Eier als im Norden. – Das gleiche gilt für *H. albicilla*, da nicht nur südrussische und griechische Eier, sondern auch skandinavische kleiner sind als die oft riesigen aus Grönland.

Falco tinnunculos rupicolaeformis: Nach JOURDAIN sind ägyptische Eier wesentlich kleiner als solche aus Nordwestafrika.

Lyrurus tetrix: Holländische und englische Eier sind größer als die in Mittel-Deutschland und Schweden (HELLEBREKERS 1949).

Alectoris rufa: vergl. Seite 687.

Francolinus gularis: nach BAKER in den Vereinigten Provinzen Indiens und im Ganges-Gebiet praktisch ungefleckt, aber in Assam fast ausnahmslos deutlich gezeichnet.

Fulica atra: In Ostgalizien sind die Eier größer als in westlichen Ländern, aber nicht so groß wie sie RADDE (Ornis caucasica, S. 379) aus dem Talischgebiet beschreibt (PRAZÁK).

Lobipluvia malabarica: gewöhnlich wie bei unserem Kiebitz (*Vanellus*), aber nach BAKER auf dem in Indien weit verbreiteten Lateritboden genau dessen roter Farbe entsprechend schön ziegelrot („Anpassung" an die Bodenfarbe).

Sterna hirundo: in den Ostseeprovinzen vorwiegend grünliche Eier, im Kiew-Gebiet braune, was mit dem Boden zusammenhängen mag (GOEBEL).

Cuculus sparverioides: in Assam praktisch einfarbig dunkelbraun bis dunkel olivgrau, in den übrigen Gebieten größer und einfarbig blaßblau, in beiden Fällen gut angepaßt an Färbung bezw. Größe der Wirtseier.

Cuculus s. saturatus: Bei den parasitischen Kuckucken in Asien spricht bei der Ausbildung von nur zwei oder drei Typen ihrer Eier die fast abgeschlossene Anpassung an wenige Wirte mit. So erzeugt *s. saturatus* in Indien fast ausschließlich weiße Eier mit dunklen Punkten, Zaunkönig-ei-artig, in Südchina aber variable bunte (BAKER, LA TOUCHE).

Cuculus p. poliocephalus: im extremen West-Himalaja ungefleckt weiß, weiter ostwärts weiße und terrakottrote Eier, in China und Japan nur solche vom roten Typ wie die des fast ausschließlichen Wirtes *Cettia (*BAKER und OWSTON).

Cuculus solitarius: Nach FRIEDMANN schokoladenbraune Eier in Südafrika, blaue in Ostafrika, gefleckte aus dem Kongogebiet.

Cacomantis merulinus passerinus: gewöhnlich weiß oder grünlich bis bläulich mit braunen Fleckchen. In einem eng begrenzten Haiderabad-Gebiet ganz auffallend andere Eier, einfarbig glänzend kastanienbraunrot wie die des Brutpflegers *Prinia socialis* oder ähnlich.

Caprimulgus indicus jotaka: Japanische Eier sind größer als solche aus Indien, Fukien und vom Amur (G = 9,1 g : 7,8 g). Nach TAZANOWSKI, LA TOUCHE, OWSTON, BAKER.

Scotornis fossii: Alle mir bekannt gewordenen Eier dieser Nachtschwalben aus Westafrika sind grau gefleckt, die aus Ostafrika aber rotbraun, was mit der Bodenfarbe zusammenhängen wird.

Tyrannus melancholicus: E. SNETHLAGE fiel auf, daß die Eier in Nordbrasilien nur braune Flecke, keine grauen Unterflecke zeigen, im Gegensatz zu den Eiern in den übrigen Gebieten.

Hirundo r. rustica: In Turkestan und Indien reicher und gröber gezeichnet als anderswo (Sammlung Baker und Schönwetter).

Hirundo daurica striolata: Im Durchschnitt wiegen 40 Eischalen aus China je 1,97 g, aber 30 aus Indien 2,43 g und 7 aus Java sogar 2,90 g, wie sich aus den Maßen bei VAUGHAN & JONES, BAKER und HOOGERWERF errechnen läßt (Betr. Wachsen der k siehe S. 12).

Muscicapa latirostris: Nach BAKERS Beschreibung sind die Eier im Süden (Indien) ganz anders als die durch DRESSER und UCHIDA beschriebenen im Nordosten (Fuji).

Aegithina t. tiphia: gewöhnlich streifig gefleckt, in Siam punktiert und gespritzt (BAKER).

Enicurus schistaceus: in Ost-Assam kühner gezeichnet als weiter im Westen Indiens (vergl. Bd. II, S. 384).

Turdoides plebejus plebejus: in Darfur blau, in Nigeria auch fleischfarben („pink") und purpurn („mauve").

Cisticola juncidis cisticola: zuweilen einfarbig weiße, meist blaue Eier auf den Balearen häufiger als gefleckte, wenn nicht ausschließlich. In Spanien umgekehrt (v. JORDANS und HENRICI).

Cisticola galactotes lugubris: Hauptsächlich auffallende, glänzend kastanienbraunrot dicht und grob gefleckte Eier, daneben weiße mit braunen und lilagrauen Flecken. CHEESMAN (Ibis 1935, S. 619) fand aber in NW-Abessinien viele ungefleckte mattweiße Gelege.

Phylloscopus c. collybita: Jourdain und Lynes fanden in Spanien nur kühner und rötlicher gefleckte Eier wie bei *trochilus*, gegenüber den schwärzlich purpurbraun gezeichneten in allen anderen Gegenden.

Sylvia atricapilla auf Madeira und den Canaren, *Sylvia melanocephala* auf den Balearen variieren stärker als anderswo, auch in sonst kaum bekannten Färbungen.

Prinia subflava affinis: nach Swynnerton lokal abändernde Eier.

Lanius collurio: Nach Jourdain messen Britische Eier D_{100} = 22,93 × 17,06 mm, solche aus Korsika D_{50} = 21,53 × 16,07 mm. Das entspricht einem Volumen-Unterschied von 20%. – Deutsche Eier D_{400} = 22,1 × 16,4 mm. – Nach van Pelt-Lechner erhielt Thienemann aus Dalmatien fast ausschließlich rotgefleckte Eier, während sie anderwärts auch in anderen Farben variieren.

Tchagra senegalensis erlangeri: Die in verschiedenen Bezirken Abessiniens durch v. Erlanger und durch Uhlenhuth gesammelten Eier weisen recht verschiedene Zeichnungscharaktere auf. Ostafrikanische Eier haben nach Belcher in Blantyre (S-Niassaland) Linienzeichnung, in Mombasa (SO-Brit.Ostafrika) nur Fleckenzeichnung.

Volatinia jacarini: im östlichen Südamerika merklich anders im Gesamteindruck als im westlichen. In Chile kleinere Flecke und dichtere Frickel als in Brasilien, wo weniger vom Grund bedeckt ist (Sammlung Päßler und Schönwetter).

Fringilla c. coelebs: auf den Balearen anscheinend häufiger als anderwärts blaue Typen, an *Pyrrhula* anklingender satter Ton, gegenüber dem gewöhnlichen, grünlichgrauen oder mehr braunrötlichen Typ (nach Koenig und Henrici).

Emberiza calandra: nach Jourdain auf den Balearen kleiner als britische und deutsche Eier.

Neben ganz unbekannten inneren Ursachen werden Klima, Nahrung und Bodenverhältnisse solche Unterschiede bewirken.

IV) Temperatureinfluß auf die Eigröße. Nach Romanoff (1949, S. 67, S. 86) hat extrem niedrige Temperatur bei Haushuhneiern wenig Einfluß auf die Eigröße. Aber diese geht zurück, wenn 21°C mehrere Tage überschritten wird, bis um 20 %, wie sich experimentell ergab. Die größte Variation der Eigröße zeigt sich in Gebieten mit großen, saisonbedingten Temperaturschwankungen. Im ersten Legejahr steigerte sich die Eigröße von 49 g auf 61 g, im zweiten von 61 g auf 65,5 g. Im Gelege ist nicht immer das erste Ei das größte, auch das letzte nicht immer das kleinste.

r) Ähnliche Eier in verschiedenen Ordnungen. Es gibt relativ wenige Eier, welche der erfahrene Oologe nicht wenigstens als zu einer bestimmten **Familie** gehörig erkennen würde. Selbst die **Art** kann er meistens angeben, falls Fundort und Neststand bekannt sind. Auch bei großer Ähnlichkeit in Färbung bieten Größe, Gestalt, Korn, Glanz, durchscheinende Farbe und Schalengewicht fast immer ausreichende diagnostische Merkmale. Insoweit darf man also die Eier als charakteristisch für die Familie und Art ihrer Erzeuger bezeichnen. Freilich gibt es viele Ausnahmen, worüber auf Seite 703 berichtet wird. Fälle **größter** Ähnlichkeit, wie z. B. bei *Oriolus* und *Struthidea*, bei *Tetrax tetrax* mit manchen *Cracticus* und *Pteropodocys*, *Pseudopodoces* verglichen mit *Cinclus*, *Montifringilla* und *Jynx*, sind selten, kommen jedoch auch bei Eulen und Papageien, bei *Centropus* und Zwergtaucher *Poliocephalus* vor. Eier von *Ceryle alcyon* können gelegentlich denen von *Speotyto cunicularia* zum Verwechseln nahe kommen. Ähnlich bei *Arborophila*, *Coracias* und Papageien, bei *Coracopsis niger* und *Scopus umbretta* oder bei *Ailuroedus* und kleinen Enten und Hühnern. Überraschend ähnlich auch im auffallend groben Korn sind *Oxyura* und *Nothocrax*. Wie bei diesen **weißen** und **gelblichen** Eiern zeigt sich große Übereinstimmung auch bei einfarbig **blauen** oder **grünlichen**, z. B. bei denen von *Phleocryptes*, *Phoeniculus* und *Galeoscoptes* (Dendrocolaptidae, Phoeniculidae und Mimidae) oder bei *Limnornis* und *Monticola* (Dendrocolaptidae und Turdidae).

Nicht so völlige Gleichheit der Färbung zeigen viele einander ähnliche **gefleckte Eier** in verschiedenen Ordnungen. Es gibt aber eine Fülle von Beispielen für Ähnlichkeit etwas geringeren Grades, immer noch groß genug, um zu überraschen und eine Erklärung des Zusammenhanges aus einer offenbar gemeinsamen Ursache wünschen zu lassen, die bisher nicht gefunden wurde. Auf solche Fälle ist im systematischen Teil oft hingewiesen worden, doch sei aus der Menge hier noch eine Anzahl ohne Rücksicht auf Gestalt und Größe zusammengestellt:

Pterocles indicus	:	*Nyctidromus albicollis.*
Pterocles exustus	:	*Podager nacunda.*
Rallus gularis	:	*Anous minutus.*
Porphyriops melanops	:	*Brachyramphus hypoleucus.*
Crex	:	*Cracticus.*
Poliolimnas cinereus	:	*Corydon sumatranus.*
Laterallus melanophaius	:	*Sturnella magna.*
Tribonyx ventralis	:	*Corvus corax.*
Heliopais	:	*Buteo.*
Chubbia jamesoni	:	*Gallinula galeata.*
Charadrius alexandrinus ruficapillus	:	*Glareola pratincola.*
Charadrius tricollaris	:	*Rhinoptilus africanus.*
Attagis gayi	:	*Ibidorhynchus.*
Chlidonias nigra	:	*Glareola pratincola.*
Alca torda	:	*Chionis alba.*
Cepphus grylle	:	*Larus genei.*
Psarisomus dalhousiae (fuchsige Typen)	:	*Monticola erythrogaster.*
Nectarinia verticalis	:	*Hippolais icterina.*
Prionops plumata talacoma	:	*Fringilla coelebs.*
Icterus baltimore	:	*Emberiza citrinella.*
Pitangus sulphuratus	:	*Oriolus chinensis indicus.*
Pyrocephalus rubinus	:	*Acrocephalus palustris.*
Phibalura flavirostris	:	*Lalage phoenicea flava.*
Petrochelidon preussi	:	*Troglodytes aedon musculus.*
Chlorocichla simplex	:	*Coccothraustes.*
Emberiza hortulana	:	*Agelaius thilius.*
Tachyphonus rufus	:	*Emberiza calandra.*
Ploceus melanocephalus fischeri	:	*Luscinia svecica, Petroica* und *Brachypteryx.*
Chaptia aenea	:	*Conopophaga lineata.*

Es sind dies meistens charakteristische Eifärbungstypen, z. T. ungewöhnliche, aber normale, bei denen also die Ähnlichkeit der Färbung besonders überrascht. Leichter erklärlich ist Eiähnlichkeit verschiedener Arten **innerhalb der Familie**. Hier bringt z. B. *Pica pica* außer ihrem gewöhnlichen, braun dicht gefrickelten Typ auch den von *Corvus, Coloeus, Nucifraga* und *Pyrrhocorax* hervor. Es handelt sich hier lediglich um mehr oder weniger grünen Grund, helleren und dunkleren, und um kleinere oder größere Flecke, die dichter oder lockerer stehen. Bei den 4 Vergleichsarten ist **einer** dieser aus einander ableitbaren Typen konstant, bei *Pica* kommen sie alle vier vor. Bei *Tringa totanus* kann man mehrere Fleckungsarten antreffen, die sonst bei anderen Limicolen charakteristisch sind. – Umgekehrt können Verwandte vollkommen verschiedene Eier haben, wie z. B. *Chalcites basalis* und *lucidus plagosus* oder die *Phoenicurus*-Arten. Weitere Beispiele im folgenden Abschnitt.

s) Ursachen der verschiedenen Färbungen und Zeichnungen überhaupt und im besonderen bei unähnlichen Eiern einander nahestehender Arten. Abgesehen von Porphyrin-Studien und Selektion-Hypothesen hat sich meines Wissens noch niemand speziell um die tieferen Ursachen, die besonderen Umstände und Vorgänge bemüht, welche die **verschiedenen** Färbungen und Zeichnungen erzeugen oder ähnliche und selbst gleiche bei ganz verschiedenen Arten auf der ganzen Erde entstehen lassen. Die ständige Wiederkehr überall beweist, daß es nicht vom Zufall abhängt, ob aus dem roten Blut blaues Oocyan oder ein anderer Farbstoff entsteht, oder daß bald feinste Punkte, bald dicke Blattern und dichte Wirrlinien immer wieder zustandekommen. Leider vermag ich zu diesen Fragen hier nichts weiter beizutragen als Fälle herauszuheben, von denen bei der erwünschten Bearbeitung des Problems vielleicht ausgegangen werden könnte. Solche Fälle sind die folgenden:

1. Die Farbanpassung vieler Kuckuckseier an die Eier der Brutpfleger und die Anpassung bei anderen Arten an die Bodenfarbe. Die bisherigen Erklärungsversuche befriedigen nicht.

2. Ganz allgemein die oologisch nicht einheitlichen Familien (**Threskiornithidae, Gruidae, Rallidae, Laridae, Alcidae, Cuculidae**).
3. Oologisch stark variierende Arten (*Lanius collurio, Anthus trivialis,* manche **Ploceidae,** *Uria, Hierococcyx, Cuculus, Turdoides p. plebejus).*
4. Arten mit unerwarteter Zeichnung (*Trigrisoma, Anhinga, Colius*) oder Färbung (*Phaethon*).
5. Abnorme Färbungen (Erythrismus, Cyanismus, Melanismus).
6. Besonders seltene Färbungen (rote *Cettia, Chthonicola*, schwärzliche *Nothoprocta, Menura, Pycnoptilus, Arachnothera).*
7. **Ähnliche Eier** in verschiedenen Ordnungen (S. 692).
8. **Unähnliche Eier** bei einander nahestehenden Arten.

Da nur vom letzten Fall noch nicht im Zusammenhang die Rede war und meines Erachtens gerade hier am ersten gelingen könnte, die noch unbekannten Umstände heraus zu finden, welche die Verschiedenheit der Zeichnung und Färbung verursachen, seien einige Beispiele zusammengestellt:

Caprimulgidae: mehrere sehr verschiedene Typen (*Caprimulgus, Chordeiles, Phalaenoptilus*).

Cuculidae: *Cuculus p. poliocephalus* einfarbig weiß oder rot, *C. p. rochii* gänzlich anders, ziemlich konstant weiß mit dunkler Fleckung. – *Chalcites lucidus plagosus* invariabel broncefarbig, *Chalcites basalis* weiß, braun gefleckt, variabel.

Troglodytidae: eurasische weiß, rot zart gepunktet, amerikanische rosaweiß mit reicher, gröberer, braunroter Fleckung, von ganz anderem Gesamteindruck, bei *Thryothorus rufalbus, sinaloa* und *pleurostictus* ungefleckt blaßblau!

Pomatorhinus: indische reinweiß, australische (*Pomatostomus*) auffallend braun mit dunkleren Wirrlinien.

Phoenicurus: weiß, blau einfarbig, eine andere Gruppe deutlich braun gefleckt.

Monticola: eurasische ungefleckt blau, indische fuchsig rahmfarben, gefleckt.

Cistothorus: *platensis* reinweiß, *palustris* dicht braun gefleckt.

Sylvia: alle gefleckt, aber in verschiedenen, jeweils charakteristischen Weisen.

Lanius excubitor und *L. minor*: zwei gänzlich verschiedene Färbungen.

Spizella pusilla: grünlichweiß, blaßbraun gezeichnet, *Spizella socialis* tiefblau mit schwarzen Flecken.

Paradisaeidae: mehrere gänzlich verschiedene Typen.

Cyanocorax: *caeruleus* grünlich mit dichter Frickelung, *cyanomelas* hellblau mit auffallenden, rundlichen, rotbraunen und lilagrauen Flecken, die sich nicht überdecken, im Gesamteindruck überraschend verschieden.

t) Variation und Mutation bei Vogeleiern. Von **Variation** in engerem Sinn wird gesprochen, wenn zwischen den extremen Eifärbungen einer Art **Übergänge** vorhanden sind, so daß man sich das eine Extrem als aus dem anderen allmählich entstanden denken kann, oder wenn bei einzelnen Eiern oder allen eines Geleges zufällig und vorübergehend einmal Abweichungen von der gewöhnlichen Erscheinung auftreten. Beispiele bieten viele Arten mit Eiern verschiedener Färbungstypen. Unvollständig entwickelte, **daher** nicht normal gefärbte Eier gehören als **Abnormitäten** nicht hierher. – Auf das Vorliegen einer **Mutation** schließt man, wenn bei einer Species Übergänge zwischen stark voneinander abweichenden Eifärbungen **fehlen** und die Verschiedenheiten **vererblich** sind.

Welche der beiden Änderungsmöglichkeiten vorliegt, ist nicht immer leicht zu entscheiden, weil zur Feststellung der Vererblichkeit mehr Material nötig wäre als meist vorhanden, auch, wenn man nicht nur die Änderungen innerhalb der **Art** betrachtet, sondern auch die bei nahen Verwandten mit vermutlich ursprünglich gleicher Färbung in die Untersuchung einbezieht.

Als Beispiele für **oologische Mutation** können aufgefaßt werden:
Clamator jacobinus (Grundfarbe weiß und blau), *Cuculus canorus* (*Emberiza cia*-Typ in Japan und blaue Varianten), *Cuculus poliocephalus* (Grundfarbe braunrot und weiß), *Cacomantis merulinus passerinus* (weiß und rot), *Cuculus sparverioides* (blau und olivbraun), *Sylvia atricapilla* (weiß und rot), *Turdoides plebejus* (blau, rötlich, steinfarben). Zwei ganz verschiedene Zeichnungstypen, einen überall ganz gleichmäßig und dicht zart gefrickelten und einen mit lockeren, groben Flecken,

beide auch in Farbe unterschieden, finden sich bei *Anthus trivialis, Emberiza fucata,* mehreren Pycnonotiden, *Cyanocorax coerulens* und *cyanomelas.* Palaearktische *Monticola* einfarbig blau, indische weiße mit rostfarbener Zeichnung. *Corvus capensis* weißlich mit roten Flecken, alle anderen *Corvus* grünlich mit olivbraunen. *Emberiza citrinella* teils variant, meist hellgrau mit einigen feinen Linienzügen, teils mutativ vollkommen anders, mit dichten rostbraunen Flecken ohne Spur einer Ähnlichkeit, kein grauer Ton und keine Haarlinien. *Cistothorus platensis stellaris* weiß, *C. palustris* sepiabraun.

Keine Mutation liegt vor trotz stark verschiedener Färbungen z. B. bei *Larus ridibundus, Fringilla coelebs* und *Saxicola torquata indica*, teils weil die Verschiedenheit alle Übergänge zeigt, teils weil sie auf unvollständiger Ausfärbung beruht. Ebenso bei *Psarisomus dalhousiae*, weil die einfarbig weißen Eier mit den bräunlichen, grob gefleckten durch Zwischenstufen verbunden sind.

Erythrismus und **Cyanismus** werden wohl auch auf Mutation beruhen. Wie aber kommt diese zustande? Nach dem Schöpfer der Mutationstheorie, dem Botaniker H. de Vries, durch „sprunghafte und dabei richtungslose strukturelle Veränderungen der in den Chromosomen lokalisierten Gene" zusammen mit Selektion in Richtung auf das Nützliche. Damit könnte eine Erklärung der Anpassung der Kuckuckseier gegeben sein, falls der Vogel die Farbe seiner Eier kennt, bei seiner Nestwahl Wirtseier gleicher Farbe sucht und dies alles wirklich so nur nützlich wäre, was noch keineswegs fest steht. Aber selbst dann bleibt m. E. trotz Selektion unerklärt die 100prozentige Anpassung der Eier verschiedener Kuckucke. So an die von *Diplootocus* in Nordafrika oder die gleichgroße an *Sylvia borin* in Spanien und an *Emberiza cia* in Japan, ebenso **100prozentig** an *Burnesia (Prinia) socialis* in Hyderabad, an *Arachnothera magna* in Assam u. a. Vollkommene Änderung der Kuckucksei-Farbe in Richtung auf Anpassung an ganz ungewöhnliche Töne, die in diesen Beispielen denen der Wirtseier sogar **genau** entsprechen als Folge eines richtungslosen Mutationssprunges? Ich glaube, daß eine Erklärung aus allmählichen Änderungen infolge von Umweltfaktoren im Sinne Buffons und Allens der Wahrheit näher kommt, umsomehr als all diese und ähnliche Fälle klimatisch, biotopisch und ökologisch beschränkt sind (vollendete Anpassung an *Phoenicurus* in Lappland, an *Anthus pratensis* in Moorgebieten Schottlands, an *Acrocephalus arundinaceus* in Rohrgebieten von Ungarn, an *Diplootocus* in den Wäldern Nordafrikas).

Allerdings wird man bei so vollkommen verschiedenen Eifärbungstypen wie bei den als Familien scharf umgrenzten **Tinamidae, Threskiornithidae** und **Alcidae**, nicht Abänderung durch allmähliche Entwicklung aus einem Urtyp annehmen, sondern uralte Mutationssprünge, die zur Entstehung der verschiedenen Arten führten, deren Eifärbungen nur noch in engsten Grenzen variieren oder, wie anscheinend bei den **Tinamidae**, überhaupt nicht mehr. Weitere Beispiele für wahrscheinlich mutativ entstandene starke Färbungsunterschiede bieten die Eier der **Rallidae, Caprimulgidae, Thraupidae** und die der **Falconidae** (nur braunrote Eier) im Gegensatz zu denen der **Accipitridae** (keine braunroten Eier). – In unseren Eibeschreibungen wird oft von **Variation der Eifärbung** innerhalb der Art berichtet. Dabei ist der Begriff „Variation" immer im weiten Sinn des gewöhnlichen Sprachgebrauchs gemeint. Im engen Sinn der obigen Ausführungen handelt es sich jedoch bei den Arten mit im ganzen variablen, individuell aber konstanten Eifärbungen wohl durchweg um **Mutation**. Das Weibchen behält seinen Eityp zeitlebens bei und vererbt ihn. Danach sind mutativ erworbene Eifärbungen die **Regel**, Varietäten aber zufällige, wieder verschwindende Ausnahmen. So wenn einmal die Färbung ganz oder teilweise ausfällt, wenn sie vorübergehend blasser oder intensiver auftritt, wenn Unterflecke gelegentlich dominieren oder die Oberflecke als Kranz oder Kappe zusammentreten. Auch krankhafte Zustände des Eileiters als Pigment erzeugendes und dieses transportierendes Organ können Färbungsänderungen im Sinne von Variation verursachen, Farbstoffablagerung in ungewöhnlichen Mengen und Formen, Verwischung der Flecke, Zeichnung an ungewöhnlichen Stellen. Wenn der noch umstrittene **Einfluß des Männchens** auf die Eifärbung wenigstens in der Filialgeneration Tatsache ist, können ebenfalls die Varietäten oder Mutanten entstehen.

u) Auffallend gleiche Gefiederfärbung in ganz verschiedenen Familien. Solche Fälle, 1925 im Berliner Museum ausgestellt anläßlich der 75. Jahresfeier der Deutschen Ornithologischen Gesell-

schaft, seien hier als ein Analogon zu unserem Absatz r) (Ähnliche Eier) in Erinnerung gebracht. Es gleichen sich z. B. folgende Vogelarten:
Macronyx ameliae Terragon und *Pezites militaris* (L.) (Motacillidae und Icteridae)
Macronyx crocea Vieill. und *Sturnella magna* (L.) (Motacillidae und Icteridae)
Agelaius neutralis Ridgw. und *Lalage phoenicea* (Lath.) (Icteridae und Campephagidae)
Tylas eduardi Hartl. und *Xenopirostris polleni* Schlegel (Pycnonotidae, jetzt auch zu Vangidae, und Vangidae)
Chaptia aenea (Vieill.) und *Surniculus lugubris* (Horsf.) (Dicruridae und Cuculidae)
Coryphistera alaudina Burm. und *Galerida cristata* (L.) (Dendrocolaptidae und Alaudidae)
Die Übereinstimmung in Färbung und Zeichnung wirkte verblüffend.

v) Vogeleischalen im filtrierten ultravioletten Licht (vgl. S. 638). Im UV-Licht der Quecksilberdampf-Lampe erscheinen die Eischalen überraschend meistens in ganz anderen als ihren natürlichen Farben, leider ohne daß man bisher eine Nutzanwendung daraus ziehen konnte. Die Unterschiede in den Phänomenen sind offenbar nicht von der Vogelart abhängig. Doch möchten einige Angaben aus meiner stark gekürzten Arbeit über dieses Thema (J. f. Orn. 1932, S. 521–529) zu weiteren Untersuchungen anregen (vergl. Seite 654):

1. Es fluoresziert immer nur die bestrahlte Fläche, nicht etwa die ganze Masse des Objekts zu gleicher Zeit.
2. Jeder Schalenglanz verschwindet, auch beim Wassertropfen. – Rot-Fluoreszenz geht durch die Schale, wie jede Schliff-Fläche dieses beweist, auch wenn die Außenfläche nicht mehr reagiert.
3. Frische weiße Haushuhneier fluoreszieren außen blutrot (Ursache: Porphyrin), innen veilchenblau (Eiweiß). Blutrot auch *Francolinus lathami, Nyctidromus, Scolopax* u. a. Nach Entfernung der Schalenhaut fluoreszieren auch Jahrzehnte alte weiße Schalen rot auf der Innenenseite.
4. Feurig rotgelb strahlend leuchten braune *Psammornis*-Scherben auf, ein prachtvoller Anblick. Leuchtend scharlachrot erscheint an abgeplatzten Stellen immer noch die **eigentliche** Kalkschale bei einem über 50 Jahre alten, unbestimmten Ei der *Centropus*-Gruppe, die trübweiße Cuticula bleibt dabei unverändert.
5. Blaue Schalen von *Tinamus, Plegadis, Casmerodius, Turdoides, Monticola, Phoenicurus* erscheinen dunkelolivbraun, andere in mehr grauen Tönen, blau nur bei *Sturnus* beobachtet.
6. Einen hellbläulichen Ton nehmen viele weiße Eier an, so bei den **Spheniscidae, Falconiformes, Psittacidae,** bei *Trogon, Picus, Delichon, Phylloscopus, Lonchura,* aber ebenso bei Eiern großer Schnecken und Eidechsen.
7. Fast unverändert bleiben die Eier von *Tetrao, Ciconia, Accipiter, Falco, Ploceus (Sitagra* in allen Varietäten), *Sturnus*. Ebenso die weißen, lackartigen Kalkauflagerungen bei *Coturnix, Francolinus, Guira* u. a. Bei *Pelecanus, Phoenicopterus* und *Crotophaga* sind sie aber hellbraun, jene kristallisch, diese amorph. Zarte weiße Kalkschleier kommen zum Verschwinden.
8. Bei *Ardea* erscheinen die weißen Kalkspritzer teils dunkelolivbraun (Exkremente, Harnsäure), teils weiß (Schalenkalk).
9. Grasgrüne *Eudromia elegans*-Schalen erscheinen olivgelb, wie sie mit dem Alter auch ohne UV-Licht werden. Rosaweiße *Crypturellus undulatus*-Schalen zeigten sich rosabraun.
10. Manche Eier bieten durch den Farbenumschlag den Eindruck ganz anderer Arten. *Chloephaga poliocephala* glich verblüffend den *Megapodius* im gewöhnlichen Licht, *Strix uralensis* mit einem Nestschmutzhauch überraschend einem Falkenei.
11. Die durchscheinenden Farben weiß bis orange werden bläulich getönt.
12. Entgegen anderer Behauptung verschwindet weder die Cuticula überhaupt, noch die Rot-Fluoreszenz schon nach kurzer Insolation. Bei meinen Objekten dauerte es mehrere Monate. Hellgrundige Eier von *Scolopax rusticola* röteten sich noch nach 26 Jahren, braune von *Francolinus lathami* von 1914 scharlachrot noch im Jahre 1950.
13. Rote Blutflecke werden tiefschwarz. Pigmentflecke werden dunkler, dunkelbraune schwarz. Manche treten deutlicher hervor, dunkelgrau werdende violette Unterflecke oft mehr als die Oberflecke. Fast unsichtbare Stockflecke leuchten grell gelb auf.
14. Schimmelpilze auf den Eischalen erscheinen leuchtend gelb, Reste von Eiweiß blau. (Gelb auch das Schleimnest der Salanganen).

Versuche, schwer zu unterscheidende Vogeleier zu trennen, fielen negativ aus. Verblüffenderweise erschienen im UV-Licht einfarbig blaue Eier von *Cuculus sparverioides* genau so braun wie die häufigeren dunkelolivbraunen Typen, ganz ebenso braun die zugehörigen blauen Nesteier von *Garrulax* und auch andere blaue Eier.

6. Die Schalenhaut des Vogeleies

Als zur Eischale gehörig ist die innen an der eigentlichen Kalkschale liegende, aus Keratin, einem Eiweißkörper mit 4 % Schwefelgehalt bestehende, etwa 10–40 % der Schalendicke ausmachende **Schalenhaut** zu betrachten. Sie bildet einen Schutz gegen Fäulnis erregende Mikroorganismen und haftet ganz fest an jener, da die Mammillenköpfe in die Schalenhaut inseriert sind und dabei kleinste Teilchen dieser in sich eingeschlossen haben. Nur selten löst sie sich in alten Sammlungseiern von selbst ab, z. B. vollständig an einem zerbrochenen Ei von *Pelecanus crispus* meiner Sammlung, aber auch bei mehreren anderen Arten beobachtet, wobei jedoch Spuren der Mammillen an der Schalenhaut und umgekehrt haften bleiben. Darauf ist es zurückzuführen, wenn LANDOIS in der Haut „Verkalkungen" feststellte, die auch von anderen Untersuchern gefunden wurden. Eine künstliche, vollständige Loslösung der Haut, wie sie zu speziellen Untersuchungen gebraucht wird, gelingt durch Einlegen der Schale in verdünnte Salzsäure. Durch Kochen in 32%iger Kalilauge wird die Schalenhaut durchsichtig. Bebrütung verändert die Schalenhaut nicht, löst sie aber oftmals ab und kann eine blaßbläuliche Tönung erzeugen. Bei dem vollkommenen Zerfall der Kalkschale durch „**Eierpest**" (S. 616) bleibt sie unverändert erhalten.

Das wesentliche, was über die Schalenhaut zu sagen ist, findet sich schon bei BLASIUS (Diss. 1867), v. NATHUSIUS (in mehreren seiner vielen oologischen Arbeiten), bei CLEVISCH (Diss. 1913), GIERSBERG (1921) und ROMANOFF (1949) ausführlich geschildert.

Das Wichtigste ist etwa Folgendes:

Die selbst beim Pelikan 0,10 mm, beim Strauß 0,25 mm Dicke kaum überschreitende Schalenhaut setzt sich aus zwei Blättern zusammen (Fig. 51), einem dickeren äußeren, mit den Mammillen verbundenen, aus kräftigeren dicht verfilzten Fasern, nach meinen Messungen etwa 90–95 % der Hautstärke ausmachend, und einem dünneren inneren aus zarteren Bestandteilen, gleich den übrigen 5–10 %. Zwischen beiden bildet sich durch Wasserverdunstung meist am dicken Eiende, die ursprünglich nicht vorhandene, mit zunehmender Bebrütung immer größer werdende **Luftkammer** (vergl. Tab. 3, S. 30).

a) Die Luftkammer und ihre Membran. Beim Haushuhn hat die Luftkammer nach wenigen Stunden schon 2 cm Durchmesser. Riesige fand ich bei einem *Apteryx*-Ei in Bonn und bei zweien in meiner eigenen Sammlung, den Pol umfassend, aber etwas schräg gegen die Längsachse liegend. Grundflächen 65–80 mm Durchmesser, Höhe der Blase 25–35 mm. Volumen 42–88 cm^3 = 10 bis 20 % des Eiinhaltes. Bei zweien meiner ein Jahr alten *Crax*-Eier machten die Luftkammern 16 % bezw. 25 % des Eivolumens aus, bei einem wenige Tage alten, dünnschaligen Haushuhn-Zwergei meiner Sammlung sogar 34 %. Das Wachsen der Luftkammer ist hier offenbar die Wirkung der Erwärmung, wodurch sich der innere Teil der Schalenhaut, die „**Membran**", immer mehr loslöst, was auch nach dem Ausblasen bei hoher Temperatur noch weiter gehen kann, solange die Haut feucht ist. Vielleicht wirkt auch die Spannung beim Trocknen der Membran mit, denn die vielen sehr großen Kammern, die ich in zerbrochenen Eischalen fand, können ursprünglich nicht so groß gewesen sein. Dabei erweist sich die nur einige Tausendstel Millimeter messende Membran von einer überraschenden Widerstandsfähigkeit während der Entwicklung des Embryos. Die Membran bleibt auch beim fertig bebrüteten Ei völlig intakt, wie andere schon früher festgestellt haben und ich insbesondere an Dutzenden von hochbebrüteten Eiern und einigen vom Jungvogel bereits verlassenen beobachten konnte, welche die letzte SCHÄFERsche Tibetexpedition mitgebracht hatte und mir überließ.

b) Die Struktur der Schalenhaut. Erst bei faulenden Eiern zeigt nach CLEVISCH die Schalenhaut Zersetzungen und Quellungen der **Fasern**, aus denen sie besteht. Diese sind offenbar Gerinnungsprodukte des Eiweißes, wie mit BLASIUS (1867) alle Untersucher annehmen außer LANDOIS, der auf abgelöste und durch Drehung verfilzte glatte Muskelfasern des Eileiters schloß. Das aber wurde von verschiedener Seite widerlegt, z. B. durch SEYDLITZ' Hinweis, daß bei im Uterus zerbrochenen Eischalen sich dort neue Schalenhaut zur Heilung der Defekte bildete, also außerhalb des

Eileiters, wenn man wie ich diesen Begriff eng faßt, nämlich ohne den Uterus, den Eihalter. Jedenfalls ist die Schalenhaut ein dichter, engmaschiger Filz aus vielfach sich kreuzenden feinsten glashellen Faserschichten, die durch Lufteinschluß weiß erscheinen. GIERSBERG (1921) stellte die Fasern der Schalenhaut fest als Produkt der tubulösen Drüsen des Isthmus. „Ihr Sekret scheiden diese Drüsen in Form der Prosekretgranula aus, welche sich um die Eiweißschicht des Eies legt und sich dort unter Quellung in eine klebrige kolloidale Masse umwandelt, um nach kurzer Zeit zu Fasern zu erstarren." Nach TURCHINI (1924) sollen sie im Uterus entstehen. Nach v. NATHUSIUS (1868) sind sie täuschend ähnlich den elastischen Fasern der Bindehautsubstanz, nicht verästelt, aber durch eine Art Kitt kreuz und quer netzartig verklebt, der sich in Alkali lösen läßt. Nach diesem Autor besteht die Eihaut nicht nur aus Fasergewebe, sondern sie ist gegen das Eiweiß durch ein zartes, homogenes, durchsichtiges Häutchen abgegrenzt. Das Bild (350:1) eines solchen Fasergefüges, erhalten nach Behandlung der Haut mit Essigsäure, ist durch v. NATHUSIUS (1868) gegeben und in STRESEMANNS „Aves" (S. 254) abgedruckt. Es mutet an wie ein Gewirr von dicken und dünnen geraden und leicht gebogenen Adern, während die Zeichnung (500:1) bei CLEVISCH (1913) eher den Eindruck wie bei Löschpapier mit weit auseinander stehenden starken und feinen Fasern macht. Erheblich anders sind die Bilder bei ROMANOFF (1949) (Fig. 51, Tafel 8). Als Durchmesser der Fasern fand BLASIUS (1867) beim Goldhähnchen $^1/_{2000}$ mm, beim Strauß bis $^1/_{200}$ mm. CLEVISCH betont, daß die Fasern noch derber und größer als beim Strauß bei *Pelecanus crispus* sind, bei dem ich als Schalenhautdicke 0,10 mm feststellte, einschließlich der 0,01 mm messenden Membran. Bei den kleinen Vögeln geht die Stärke der ganzen Schalenhaut bis 0,01 mm herunter. Sie ist, wie sich bei Arten mittlerer Größe zeigt, nicht immer proportional der Eigröße, auch nicht dem Verhältnis der Schalendicke angepaßt. Daher die verschiedenen spezifischen Gewichte der Eischalen bei den ververschiedenen Arten, wenn man, wie es bei unseren Berechnungen immer gemeint ist, unter Eischale die Kalkschale plus Schalenhaut versteht, wobei dann allerdings auch noch das spezifische Gewicht der eigentlichen Kalkschale ein wenig variiert, welches v. NATHUSIUS allein angibt, also **ohne** Schalenhaut, nämlich 1,88–2,54. Ich fand **einschließlich** Schalenhaut 1,75–2,40.

c) Die Schale der Reptilieneier als Vorstufe der Vogeleischale. Belangreich erscheint bei v. NATHUSIUS (1871) und CLEVISCH (1913) die Angabe, daß auch bei den Vögeln neben den sonst glatten Fasern der Schalenhaut solche mit keulenförmigen oder knotenartigen **Verdickungen** vorkommen. Sie erinnern an entsprechende Fasern bei Reptilieneiern, wie sie v. NATHUSIUS in seiner Abhandlung über „Die Eihaut von *Python bivittatus*" beschreibt. Er sieht in diesen Verdickungen den Anfang der Schalenbildung und in der Verkalkung der dicken Faserstellen bei normalerweise weichschaligen Eiern von Eidechsen, Schlangen und Seeschildkröten das nächste Stadium der Entwicklung, wobei also eine leicht gehärtete, aber anfangs noch biegsame, pergamentartige Schale entsteht. Eine weitere Stufe ist dann das ungefärbte, hartschalige Ei der Landschildkröten und Krokodile, die letzte das gefärbte, hartschalige Vogelei. – Eine Zwischenstufe stellt vielleicht dar das einzige gefleckte Reptilienei, nämlich das auf Seite 617 beschriebene von *Xiphocercus valenciennesii*.

d) Die Farbe der Schalenhaut. Bei weißen, gelblich durchscheinenden Eischalen hebt sich an Scherben die Schalenhaut oft ab als gelblicher Rand an der weißen Kalkschale. Als seltenste Ausnahme von der weißen **Farbe der Schalenhaut** fand v. KALITSCH einmal grün bei *Buteo buteo*. In meiner Sammlung sieht man rosa bei *Aquila chrysaetos*, hell rosabraun beim Pelikan und mitteldunkel grünlichblau bei *Pterocles alchata caudacutus*. Normalerweise sind aber die Häute auch dieser Arten weiß, können jedoch, wie alle, durch vollendete Bebrütung einen hellbräunlichen Ton annehmen. So gesehen bei Scherben von *Struthio*, *Pelecanus*, *Phalacrocorax* und nicht wenigen zerbrochenen Eiern der SCHÄFERschen Tibetexpedition. Gefleckt ist die Schalenhaut niemals, doch beobachtete ich einmal einen offenbar von Blut herrührenden roten Klecks auf der Innenseite bei einem Eifragment des Mönchsgeiers. BAKER spricht wiederholt von einer grünlichen „inneren Membran", schlußfolgert aber diese irrig aus dem Grün-Durchscheinen der Schale.

e) Der Ort der Bildung der Schalenhaut. Über den **Ort** der Bildung der Schalenhaut erwähnt Clevisch eine Beobachtung von Coste (1847). Dieser fand nämlich gelegentlich der Sektion eines Huhnes das in der Schalenhautbildung begriffene Ei gerade am Eingang des Isthmus vor. Die eine Hälfte, die eben erst eingetreten war, erwies sich als mit der Schalenhaut bekleidet, während die andere Hälfte noch nackt war. Hieraus und aus Feststellungen anderer Forscher folgt, daß die Schalenhaut sich zwischen dem Uterus und der Eiweißregion bildet, also im **Isthmus**. In der Leibeshöhle gefundene Eier trugen über der Kalkschale eine neue „Schalenhaut", die sie nach früherer Vermutung beim Rücktritt des Eies in den Eileiter im Isthmus erhalten haben sollten (vergl. S. 615).

f) Die Dicke der Haut ohne Kalkschale. Bei Haushuhneiern ohne Kalkschale (Fließeiern) kann die Schalenhaut die drei- bis vierfache Dicke einer normalen erreichen.

7. Bastardeier

a) Eier bei Kreuzungen meistens nicht beachtet. Die Frage, ob bei der Befruchtung durch art- und rassenfremdes Sperma eine Änderung im Aussehen der Eischale hinsichtlich der Größe, Gestalt, Korn, Färbung und Zeichnung eintritt, erscheint noch nicht befriedigend geklärt, da die positiven Behauptungen nicht ohne schärfsten Widerspruch blieben und **bei den vielen Kreuzungsexperimenten die äußere Erscheinung der Eier leider fast überhaupt nicht beachtet wurde**. Bei gleichgroßen, nahe verwandten Arten und Rassen mit gleichen Eiern, wie bei *Guara alba* × *Guara rubra* und bei *Hierophasis swinhoii* × *Gennaeus nycthemerus* oder bei den *Gennaeus*-Formen unter sich war wohl von vornherein ein sichtbarer Einfluß auf die Schale nicht zu erwarten. Aber vermutlich würde bei Kreuzung zwischen *Chrysolophus pictus* und *Phasianus colchicus*, auch zwischen Jagdfasan und weißeirigem Haushuhn, wenigstens in der ersten Filialgeneration (F_1) eine Änderung in Größe und Farbe der Eier beobachtet worden sein, bei *Pavo cristatus* × *Numida meleagris* besonders in Größe, beim Mischling vom Haushuhn und Perlhuhn in der Oberflächengestaltung wegen ihres verschiedenen Korns. Solche Bastarde werden neben vielen anderen durch Poll im J. f. Orn. 1921, S. 517, in ganz anderem Zusammenhang erwähnt, dabei wird jedoch **nichts über die Eier gesagt**. Auch der eine oder andere dort aufgeführte **Enten**mischling hätte Aufschluß geben können. Weniger wäre zu erwarten gewesen bei den dort notierten Ibissen mit ihren gleichen Eiern, mehr, wenigstens hinsichtlich der Eigröße und Gestalt, bei **Löffler** (*Platalea*) × **Ibis** (*Threskionis*) im Berliner Zoo mehrmals mit bestem Erfolg gezüchtet, auch fortpflanzungsfähig (Reichenow, J. f. Orn. 1920, S. 397). Hier hätte man also die vermutete Wirkung nicht bloß in der Parentalgeneration (P), sondern auch in der F_1 und in weiteren studieren können, was nur bei wenigen Bastarden möglich ist, weil diese bekanntlich meistens unfruchtbar und überwiegend Hähne sind. Nicht nur dem Oologen sehr erwünscht würden Mischlingseier sein, möglichst Gelege auch aus der Reinzucht, von Arten mit **stärker** verschiedenen Eiern, so daß die eventuellen Veränderungen deutlicher würden. Etwa wenn Eier zu erzielen wären durch Bastardierung von Ibis (Eier weiß), Sichler (*Plegadis*, Eier blau), Hagedasch (Eier stark braun pigmentiert). Für den besagten Zweck würden sich auch folgende, z. T. im „Neuen Naumann" VI, S. 174, unter anderem erwähnte Kreuzungen besonders gut eignen: *Phasianus colchicus* mit *Meleagris gallopavo*, *Lyrurus tetrix*, *Lagopus*, wegen deren großen Abweichung in der Eizeichnung. Ferner von *Monticola solitarius* (= *cyanus*) (Eier blau) und *M.rufiventris* (= *erythrogaster*) oder *cinclorhynchus* (Eier weiß mit dichter brauner Zeichnung) oder von *Montifringilla nivalis* (Eier weiß) und einem Finkenvogel mit farbigen Eiern, oder von europäischen Zaunkönigen (*Troglodytes*) und südamerikanischen, von denen die ersten ganz schwach, die andern sehr kräftig, dichter und bedeutend dunkler gefleckt sind.

Nach fast allem, was bekannt wurde, werden in der P nur typische Eier des betreffenden Weibchens erzeugt, erst die F_1 könnte vielleicht intermediäre Erscheinungen zeitigen, sei es in der Größe und im Korn oder in der Färbung der Eier.

b) 18 Fälle kritischer Bastardierungen aus der Literatur. Zur Kritik dieser Vermutung betrachten wir einiges aus dem Schrifttum. Da mir die Arbeiten von HOLDEFLEIß (1911) und von v. TSCHERMAK (1912) nicht zugängig waren, benutze ich für diese die sie berücksichtigenden langen Ausführungen von SZIELASKO (BzF 1925, S. 101) und von GROEBBELS (1937, S. 315), neben einigen anderen.

1. SEYDLITZ (1869) hielt für denkbar, daß die einfache Beimischung des Spermas zum Sekret der Uterindrüsen eine veränderte Färbung der Eischalen hervorzubringen vermag, also schon in der P.
2. v. NATHUSIUS und KUTTER beobachteten, daß bei Befruchtung von Hennen, die weiße Eier legten, durch Cochinchinahähne die Eifarbe nach wenigen Tagen in gelb umschlug. Ergebnis also positiv schon in der P.
3. HEINROTH paarte eine Italiener-Henne (Ei weiß) mit einem Brahma-Hahn und eine Brahma-Henne (Ei gelb) mit einem Andalusier-Hahn (Ei weiß), ohne daß dabei eine Farbänderung eintrat. REICHENOW verneinte eine solche überhaupt (J. f. Orn. 1913, S. 553). Ergebnis also negativ.
4. MARGOT CHODZIESNER (Journ. f. Orn. 1929, S. 503, und Journ. f. Orn. 1930, S. 155) betont ausdrücklich, daß weißeierige Hennen zeitlebens weiße Eier legen, und daß die Befruchtung durch Hähne einer brauneierigen Rasse ohne jeden Einfluß auf die Farbe bleibt. (Ob auch in der F_1?)
5. GROEBBELS (1937, S. 315) fand bei Kreuzung Leghorn (Ei weiß) × Rhodeländer (Ei gelb) keine Farbänderung. – Auch WALTHER sah keinen Einfluß.
6. v. TSCHERMAK erhielt aber von weißeierigen Italiener- und Minorka-Hennen durch Kreuzung mit Langshan-, Plymouth- und Cochinchina-Hähnchen (alle brauneierig) braune Eier!
7. Die blaue Eifarbe der chilenischen Araucanos-Rasse (*Gallus gallus domesticus*) wird dominant über die weiße Schale vererbt, auch bei Kreuzung mit Hähnen von Rassen mit anders gefärbten Eiern. Bei Bastardhühnern mit großer Mannigfaltigkeit des Gefieders zeigte sich eine außerordentliche Variationsbreite der Eifärbung, die zwischen weiß, braun und blau wechselte. Die blaue Farbe geht durch die ganze Schale. Auch grün und oliv getönte Eier zeigten auf ihrer Innenseite die blaue Färbung (Referat nach R. C. PUNNETT in Orn. Mon. Ber. 1934, S. 93).
8. KOPEČ macht geltend, daß bei reinrassigen Hennen die Eifarbe mit dem Legeabstand, der Jahreszeit und den Witterungsverhältnissen variiert, ein Befund, den auch BENJAMIN bezüglich der Faktoren Alter und Jahreszeit erhielt, wie GROEBBELS (1937, S. 315) berichtet. **Also Färbungsänderung ohne männlichen Einfluß**, was vielleicht die Fälle 2 und 6 erklären könnte.
9. Aus Bastardeiern hervorgegangene Hennen (also aus F_1) legen Eier **intermediärer** Farbe. So festgestellt durch BATESON & SAUNDERS, HURST, PUNNETT & BAILEY und KOPEČ in verschiedenen Kombinationen. Bei manchen spaltete sich die Färbung in der nächsten Generation (F_2) wieder auf. Soviel über Haushuhneier (*Gallus gallus domesticus*), bei denen demnach fast alles dafür spricht, daß ein fremdmännlicher Einfluß auf die Farbe der Eier in der P zweifelhaft bleibt.
10. Andererseits scheinen bei **Enten** manchmal grünliche Töne aufzutreten, wo man rahmfarbene erwartet, und umgekehrt. Von Bastarden aus reinen Rassen führt GROEBBELS bloß einen Fall an. Danach erhielt BONHOTE von *Anas platyrhynchos* (grüneierig) × *A. poecilorhyncha* (rahmfarben) wider Erwarten grünliche Eier. Weitere Beispiele betreffen Fälle, wo beide Eltern selber schon Bastarde sind oder nur der Erpel reinrassig ist, so daß man kein klares Bild erhält.
11. Auch bei Bastardeiern von *Struthio c. camelus* (wenige, fast unsichtbar kleine Poren, Schale sehr glatt) × *c.australis* (viele auffallend große Poren, Schale rauh) ergab sich zuerst ein negatives Resultat. Aber in der nächsten Generation (F_1) zeigten sich nach Größe und Anzahl intermediäre Poren sowie Abweichungen in der Oberflächengestaltung. So nach DUERDEN und auch MÉNÉGAUX.
12. Sehr überzeugend **für** den spezifisch abändernden Einfluß der Befruchtung und gewisse Teile des mütterlichen Organismus (Bildung sogenannter „Xenien") klingt, was v. TSCHERMAK aus seinen Untersuchungen schloß.

Er sagt: „Es wurden Kanarienweibchen (*Serinus canaria*), die bei Reinzucht bläulich-grüne oder gelblichweiße, verwaschen hellbraun marmorierte Eier ohne schwarzbraune Abzeichen legen, gekreuzt mit 5 Arten von Waldfringilliden (Zeisig, Hänfling, Girlitz, Stieglitz, Gimpel), für deren Reinzuchteier schwarzbraune Abzeichen charakteristisch sind. Die letzteren bestehen einerseits in rundlichen Flecken von typischer Größe (wachsend in der angegebenen Reihenfolge), andrerseits in ganz charakteristischen Spezialformen – so Kurzstriche und Geiseln beim Zeisig, Doppelpunkte und Kommata beim Hänfling, Spirillen beim Girlitz, Paraphe oder Schleifen beim Stieglitz, Vibrionen beim Gimpel. Die Kreuzung führte regelmäßig zum Auftreten schwarzbrauner Abzeichen von ähnlicher Größe und Spezialform, wie sie für die Reinzuchteier der bastardierenden Vaterart charakteristisch sind. Ja, bei einiger Übung war es möglich, aus der Zeichnung des bastardierten Kanarieneies die Diagnose auf den Vater zu stellen. Damit war der Nachweis sicherer Eischalenxenien erbracht". Dagegen hat aber der Oologe einzuwenden, daß die „Spezialformen" der Flecke keineswegs jeweils für die genannten Arten charakteristisch sind und alle, insbesondere die schwarzbraunen, nicht bloß bei diesen, sondern gewöhnlich auch beim Kanarienvogel vorkommen, wie ebenso beim Birkenzeisig, Berghänfling, Zitronenzeisig und Grünling, die mit jenen zusammen eine einheitliche oologische Gruppe bilden, deren einzelne Glieder allein durch die Eizeichnung, das Argument v. Tschermaks, **nicht** unterscheidbar sind, um so mehr, als bei all diesen Arten gelegentlich mehrere der erwähnten Fleckenformen zugleich auftreten und die dunklen Abzeichen fehlen können. Der Kanarienvogel macht da keine Ausnahme. War es ein erstaunlicher Zufall, daß die zum Experiment benutzten Weibchen Eier ohne dunkle Flecke hatten, und alle Hähne von Müttern mit auch schwarz gezeichneten Eiern stammten? – Szielasko kritisiert ganz ähnlich in B. z. F. (1925, S. 117) und schließt mit Recht so: „Daß man aber ‚bei einiger Übung' aus der Zeichnung eines bastardierten Kanarieneies allein die Diagnose auf den Vater stellen kann, dürfte ebenso überraschend wirken wie die irrige Behauptung des alten Thienemann, aus dem Schalenkorn allein die Spezies der Eier bestimmen zu können". Groebbels (S. 316) berichtet denn auch, daß die Nachprüfung der Ergebnisse Tschermaks durch Mark ganz negativ ausfielen und daß nach Stresemann bei Paarung von *Carduelis flammea* ♂ mit *Carduelis carduelis* ♀ die Eier denen des Weibchens glichen, was also diese Regel bestätigt. Dasselbe gilt für 4 Eier von *Carduelis c.parva* × *Serinus canaria* ♀ im Brit. Museum und 2 in meiner Sammlung.

13. Ein auch bei Groebbels notierter Fall wird in Hockes Z. f. Oologie 1901, S. 9, wie folgt mitgeteilt: „Ein im Besitz des Herrn O. Majewski, Berlin, befindliches Ei stammt vom Bronzemännchen (*Lonchura*) und Kanarienvogel ab, ist weiß mit hervorstehenden rötlichen Punkten, etwas kleiner als ein Kanarienvogelei. Die Form ist beiderseits stumpf". Mir bleibt zweifelhaft, ob es sich nur um ein anomales Kanarienei handelt, wie solche in der Gefangenschaft häufig sind, oder ob wirklich ein *Lonchura*-Hahn den Wegfall der grünlichen Grundfarbe verursachte.
14. Szielasko (B.z.F.b.V. 1925, S. 119) bespricht sehr ausführlich ein sicheres Bastardei von *Phoenicurus phoenicurus* (Ei einfarbig blau) × *Ph. ochruros gibraltariensis* (Ei einfarbig weiß), weiß mit fast unsichtbaren feinen Pünktchen, so daß der Hahn ohne Einfluß blieb. Derartige Pünktchen kommen gelegentlich auch im normalen Gelege bei beiden Arten vor.
15. Über Beobachtungen aus freier Natur berichtet Groebbels (Der Vogel, 1937, S. 316) wie folgt: „Drescher läßt die Frage offen, ob bei *Lanius collurio* das Männchen einen Einfluß auf die Eifärbung gewinnt. Tobias, der bei einem Paar *Lanius senator* das Männchen abschoß, worauf sich das Weibchen mit einem neuen Männchen paarte, beobachtete, daß nun das Weibchen fleischfarbige (?) Eier legte, während das erste Gelege Eier mit grünlicher Grundfarbe enthalten hatte. – Chapman fand bei einem Paar *Vermivora pinus* × *chrysoptera* Eier, die denen von *pinus* ähnlich sahen. Adamson beobachtete, daß ein Paar *Turdus merula* × *philomelos* in einem typischen Singdrosselnest Eier vom Amseltyp hatte, während Bunyard bei einem Paar *philomelos* × *merula* Eier von intermediärem Typus fand". In diesen drei Fällen wäre also der fremdmännliche Einfluß anzuerkennen, wobei ich annehme, daß die erwähnten *chrysoptera*-Eier, die mir unbekannt blieben, erheblich abweichen von den *pinus*-Eiern.
16. Bastarde von *Corvus corone* und *cornix* werden in den Grenzgebieten ihrer Verbreitung wohl öfters vorkommen. Zuverlässiges über die Eier wurde mir nicht bekannt, doch wird niemand an ihrer völligen Übereinstimmung mit denen der Eltern zweifeln, da ja **alle** *Corvus*-Arten färbungsgleiche, grünliche Eier legen, außer *capensis*, der immer **rote** hat. **Die** sollte man bastardieren!

17. Ebenso wird es bei der Kreuzung von Birkhahn und Auerhuhn sein, die zum sogenannten **Rackelhuhn** führt. Die Eifärbung ist bei beiden Arten gleich, so daß eine Veränderung durch Bastardierung überhaupt nicht zu erwarten ist. Die Unfruchtbarkeit des Rackelhuhns schließt nicht aus, daß es Eier legt. Solche aber nachträglich analytisch identifizieren zu wollen, grenzt an groben Unfug. Die von Rey selbst angezweifelten Eier in seinem Eierwerk (S. 403) sind ganz gewiß nichts anderes als abnorme des Auerhuhns.
18. Über einen merkwürdigen, kaum glaubhaften Fall berichtet O. Bamberg in der Z. f. Oologie 1905, S. 123:
    An dem einsamen Gut seines Schwiegervaters am südwestlichen Ausläufer des Urals liegt vor dem nahen, von **Uralauerwild** bewohnten Wald ein sehr großer, von auslaufenden Hühnern und Enten belebter Platz mit einer uralten Eiche. Ein auf diesem Baum balzender Auerhahn begattete wiederholt eine Haushenne, deren Eier dann mit kräftigen bräunlichen Flekken besetzt waren. – Die Zuverlässigkeit des Berichts vorausgesetzt, würde hier ein Beispiel von deutlichem Einfluß des Hahnes auf die Eifärbung vorliegen.

c) Positiver und negativer Einfluß auf Spermien? In diesem unzureichenden Material berichten 14 Autoren über **Änderung** der Eifärbung durch den Einfluß fremden Spermas, 6 verneinen diesen. Damit ist die Frage jedoch keineswegs zu Gunsten der positiven Fälle geklärt. Wesentliche Faktoren blieben unberücksichtigt, schon weil die allermeisten Beispiele sich auf **Haushuhneier** beziehen, die auf Farmen am leichtesten zu beobachten sind. Das hat wissenschaftlich und in großem Umfang Margot Chodziesner geleistet. Nach ihrer mehrjährigen Erfahrung in einem praktischen Geflügelzuchtbetrieb zeigt sich in der P **niemals** ein färbungsändernder Einfluß eines rassenfremden Hahnes, wohl aber in den folgenden Generationen. Auch bei weißeierigen Rassen kommen gelegentlich gelbliche bis bräunliche Eier vor. „Durch zahllose Kreuzungen von asiatischen (weißeierig) und Mittelmeerrassen (brauneierig) sind in der Eischalenfarbe alle erdenklichen Übergänge von weiß zu braun über gelbrot entstanden, und dadurch ist die Eifärbung meist auch innerhalb einer Rasse **nicht mehr durchaus konstant**". Da eine einmalige Besamung bis zu etwa 10 Tagen vorhält, „muß man etwa 12 Tage nach der Trennung von dem ersten Hahn vergehen lassen, ehe man mit einiger Sicherheit auf Befruchtung durch den neuen Hahn rechnen kann". Übrigens wird, je mehr Eier in einer Legeserie gelegt werden, die Eifärbung von selbst desto blasser. – Der oben beschriebene Fall 8 lehrt, daß auch bei reinrassigen Hühnern die Eifarbe sich durch die Witterung und andere Umstände ändern kann, also ohne daß ein fremder Hahn im Spiele ist. Ein sicherer Beweis für Färbungsänderung ist demnach bei Haushuhneiern allein nicht ohne weiteres zu erlangen, so erwünscht er z. B. auch für die Vererbungslehre wäre. Durch geeignete Maßnahmen können aber die meisten Fehlerquellen ausgeschlossen werden, z. B. durch Absperrung **junger**, reinrassiger, noch nicht getretener Haushennen mit einem fremden Hahn, um dann 2 Wochen später, nach Ablegung von Eiern, einem Hahn ihrer eigenen Rasse beigegeben zu werden.

d) Hinweis auf Forschung für unterschiedliche Eier. Zoologische Institute und Tiergärten könnten am ehesten die Frage klären, auch private Vogelliebhaber, besonders jene mit größeren Vögeln, die anderen mit Kleinvögeln im Käfig, alle nur mit Arten, welche deutlich verschiedene Eier haben. So, wenn es gelänge, die durchweg weißeierigen Weberfinken (**Estrildidae**) etwa mit dem Bartstreifenweber (*Sporopipes*), der reich pigmentierte Eier erzeugt, oder mit blaueierigen Widahvögeln (*Euplectes*-Arten) zu bastardieren, oder Sperling, Buchfink und Gimpel mit Hänfling, Grünling und Kanarienvogel, Rohrammer mit Goldammer. Schlusche gelang eine Kreuzung von *Carpodacus mexicanus* mit dem Kanarienvogel. *Carpodacus purpureus* wäre wegen seiner dunkleren Farbe für unseren Zweck besser gewesen. Fenk-Erfurt verband *Carpodacus mexicanus* mit dem Grünling (*Chloris*). – Zu den eingangs erwähnten Fällen können als geeignet hinzu kommen: Jagdfasan × weiß-eieriges Haushuhn, Silberfasan × Jagdfasan, Königsfasan × Jagdfasan, auch Jagdfasan × Birkhuhn und Truthahn (*Meleagris*), Haselhahn oder Birkhahn × Schneehuhn, dieses mit Steinhuhn ♂ (*Tetrastes, Lyrurus, Lagopus, Alectoris*), Rebhuhn × Rothuhn (*Perdix, Alecto-*

ris), *Fulica atra* × *Gallinula chloropus*, Zwergsäger × Schellente u. a. Vielleicht erkennt man dabei noch Bastarde, die man früher für gute Arten hielt, wie HEINROTH fand, daß sich *Gennaeus lineatus* jederzeit aus Silberfasan × Schwarzrückenfasan entwickeln läßt (J. f. Orn. 1920, S. 398).

8. Kann man Vogeleier bestimmen?

Die sicherste Bestimmung ist natürlich die durch Erkennen des Brutvogels am Nest. Das ist jedoch nicht immer möglich. Oft war der Vogel nicht am Nest, oder er floh unerkannt. Auf durch Eingeborene zugetragene Eier mag der Forschungsreisende nicht immer verzichten, der Sammler und das Museum nicht auf Kauf und Tausch. Dabei kann die Artzugehörigkeit unsicher sein, Verwechselung der Etiketten bei der Verpackung kommt vor, und andere Gründe können die nachträgliche Prüfung oder Bestimmung erforderlich machen. Auch fremde Eier im Nest haben schon Irrtum veranlaßt, wie die beiden *Scythrops*-Eier im Hamburger Museum, die jahrzehntelang als *Corvus orru insularis* lagen, in dessen Nest Kleinschmidt sie allein liegend gefunden hatte (Bd. I, S. 574). Mehrere *Molothrus*-Eier ohne eigene des Nestvogels werden nicht selten angetroffen. Falsch bestimmte Eier fanden sich selbst in den bedeutendsten, mir bekannt gewordenen Museen, freilich meistens aus älterer Zeit, als unsere Kenntnisse noch nicht auf der heutigen Höhe standen. Viele Arten waren noch nicht bekannt, auch manche Möglichkeit der Bestimmung nicht, die jetzt zur Verfügung steht, zum Teil erst durch dieses unser Buch.

Schwierig genug, oft unmöglich ist die Bestimmung noch heute, wenn Arten aus aller Welt in Frage kommen und zu wenig Anhaltspunkte vorliegen, so daß mit vielen Versagern gerechnet werden muß. Nur ganz vereinzelte Oologen besitzen die erforderliche Kenntnis fast aller bekannten Eier, der Variation und der Bestimmungsmöglichkeiten. Selbst eine so einfache Methode, wie die Identifizierung von Eiern unseres Kuckucks durch den REYschen Quotienten, ist noch wenig bekannt, ebenso die sehr ergiebige Ausnutzung des Gewichts der Eischale und des frischvollen Eies bei unseren Tabellen zu helfen vermögen.

Auch ohne diese werden erfahrene Sammler und Oologen, natürlich in ihrem engeren Gebiet, etwa ihnen gebrachte Eier leicht bestimmen können, soweit die der heimischen Arten ihnen bereits gut bekannt und in bedeutenden Museen und Privatsammlungen zum Vergleich zugängig sind. Trotzdem wird sich auch dort das Bedürfnis der Nachprüfung zuweilen einstellen, besonders, wenn beim Fortschreiten des oologischen Studiums der Blick auf das Gesamtgebiet fällt. Das aber ist nötig, wenn die als Wissenschaft in den Anfängen steckengebliebene Oologie mehr als bisher zu allgemeingültigen, spezifisch **oologischen** Ergebnissen gelangen soll, über die bloße Beschreibung der Eier hinaus, wozu wir nur Material und Anregungen beitragen können.

Der **Familie** nach vermag der erfahrene Oologe die meisten Eier zu bestimmen, da in dieser Hinsicht die Unterschiede fast durchweg deutlich ausgeprägt sind. **Nicht** ist dies der Fall z. B. **bei den Phalacrocoracidae,** verglichen mit den **Sulidae,** weil es in beiden Familien fast ununterscheidbare Eier gibt. Andere Beispiele hierfür sind **Anhingidae** und **Podicipedidae** oder **Columbidae, Psittacidae, Podargidae** und **Strigidae.** Überhaupt sind die Familien mit ungefleckt weißen Eiern wie die **Trogonidae, Alcedinidae, Momotidae, Meropidae, Coraciidae, Galbulidae, Capitonidae, Picidae** und sehr viele andere, teils fast ununterscheidbar, teils durch Fundort, Neststand, Gestalt, Glanz, Größe, Gewicht, Korn, Poren, Anzahl der Eier im Gelege, schwierig zu unterscheiden, oft aber nur für den routinierten Kenner danach zu trennen. Abgesehen von ihrer Heimat unterscheiden sich z. B. die **Meleagrididae** fast nur durch ihre braungelbe **Innenfarbe** von den grün durchscheinenden *Tetraogallus* aus der Familie der **Phasianidae**, um auch auf dieses Merkmal aufmerksam zu machen. Unter den **Passeriformes** entziehen sich viele Arten der Familien **Mimidae** und **Turdidae** völlig der Bestimmbarkeit, soweit nicht in einigen Fällen die **Fundorte** einen Anhalt bieten, während alle oologischen Merkmale versagen.

Andererseits gibt es viele Fälle, wo die Gattung, wenn nicht selbst die **Art** leicht erkannt wird, wenn wenigstens die Heimat bekannt wurde und besondere Erscheinungen im Äußeren vorliegen. So bei den Straußartigen infolge ihrer Größe und Färbung, bei den hochglänzenden Tinamiden

wegen ihrer überraschenden Farben. Ohne weiteres erkennbar sind auch die Eier bei den Tropikvögeln, Seetauchern, den Pelikanen, Reihern, Flamingos, Megapodien, Kranichen, Trappen. Die Störche verrät ihr charakteristisches Schalenkorn. Die über 100 gut kenntlichen anderen Familien und die vielen für den Kenner ohne weiteres erkennbaren Gattungen und Arten können hier nicht alle aufgeführt werden. Nur von kleineren Eiern seien noch einige erwähnt, welche in diese Gruppe leicht bestimmbarer Eier gehören: *Paradisaea, Chlamydera, Sericulus, Jacana, Pomatostomus* wegen ihrer auffallenden braunen Wirrlinien, *Cettia, Chthonicola, Neornis* mit ihren roten Eiern, *Pycnoptilus, Hylacola* und *Arachnothera* mit fast schwarzen, *Ramphastos* wegen der oft runzeligen Oberfläche.

Schwierigkeiten bereitet die starke **Variation**, nicht nur in der Größe, sondern auch in der Färbung. Um nur ein Beispiel zu geben: In 10 Gelegen des Eurylaimiden *Psarisomus dalhousiae* meiner Sammlung variiert die Grundfarbe von kreideweiß über hell und dunkler rahmfarben bis gelbbraun, die Zeichnung von spärlichen Punkten bis zu groben Tupfen, bis zu ganz blasser hellbrauner Wölkung und derber, verwischter, dunkler Fleckung. Ähnliche verwechselbare Typen kommen in anderen Familien vor. Solche Verschiedenheiten schon bei einer einzigen Art können Zweifel an der Möglichkeit analytischer Bestimmung aufkommen lassen. Umgekehrt können selbst stärkst variierende Eier unter Umständen ohne weiteres richtig angesprochen werden, wenn ein charakteristisches Merkmal vorliegt, wie bei *Uria* die eigenartige, langgestreckte Form und die rauhe, glanzlose Schale oder bei den **Picidae** der hohe Glanz und die **ovale** Eigestalt im Gegensatz zu sonst ähnlich glänzend weißen, aber rundlichen Eiern der **Alcedinidae, Meropidae, Galbulidae.** Das Übersehen oder Nichtkennen feinerer Unterscheidungsmerkmale, der durchscheinenden Farbe, des Korns, zarter Kalkauflagerungen u. a. hat manchen sonst guten Kenner Fehler in seiner Sammlung nicht bemerken lassen. Sowohl in Wien wie in Coburg waren die in den „*Balaeniceps rex*" signierten Kästchen liegenden Eier falsch (es waren *Anser* und *Balearica*). Die richtigen konnte ich nach einigem Suchen finden mittels der durchscheinenden Farbe, REYS berühmtes geflecktes „Uhuei" als *Milvus* entlarven, ebenso sein „*Daption*" als *Circus*, auch NEHRKORNS viel besprochenes blaues „*Barbatula*"*(Pogoniulus)*-Ei, dieses durch Gewicht und Poren als *Euplectes (Pyromelana).* Unter weißen Eiern seiner **Hirundinidae** fanden sich solche von *Ploceus*, deren dicke Stichporen den Fehler beweisen. Die verschiedenen Oberflächengestaltungen verwiesen bei NEHRKORN „*Poicephalus*" zu *Centropus* (wegen der Lederhaut bei diesem), bei PÄSSLER „*Trogon*" zu *Piaya* (wegen zarter Kalkauflagerung), bei KOENIG „*Rhea macrorhyncha*" zu *Casuarius* (!). Dieses Ei ist völlig ausgeblaßt und hat nur ganz flache Erhebungen auf der Schale. An weiteren ähnlichen Fällen fehlt es nicht.

Manchmal ist die Erkennung unbestimmt gekommener Eier ganz einfach, selbst ohne daß man zuvor von ihnen etwas wußte. So bei NEHRKORNS *Batara.* Da es den unverkennbaren *Thamnophilus*-Typ deutlich zeigte und viel größer war als die bekannten größten Eier dieser Gattung, konnte es nur der bei weitem größten Formicariidenart angehören, eben *Batara.* Das vom Vulkan Irazu an DOMEIER gekommene Gelege von *Dendrortyx hypospodius* war als solches zu bestimmen, da alle Kriterien auf eine Hühnerart hinwiesen und in Costarica keine andere Art existiert, die nach Größe und Aussehen der Eier in Betracht kommt. KOENIGS *Pterocles quadricinctus* vermochte ich zu seiner größten Verblüffung sofort richtig zu benennen, obwohl es außer wenigen Stücken in Tring und London, die ich dort kennenlernte, vermutlich das einzige Exemplar in Mittel-Europa ist. Ich wußte aus der Literatur (PITMAN, Oolog. Rev. 1928, S. 79) und Museum (Tring), daß außer *indicus* und *bicinctus* nur *quadricinctus* den von allen anderen Pteroclididen stark abweichenden Charakter besitzt (Rosaton). KOENIG sagte mir nur, daß er das Ei selbst gefunden hat. Da er weder in Indien noch in Südwest-Afrika war, aber in Ägypten, konnte es sich also nur um *quadricinctus* handeln, verraten durch den Fundort, der sich aus dem Sammler ergab (vergl. die Bestimmung von *Lampribis*, Bd. 1, S. 102–103).

Daß man die fast gleichgroßen Kolibri-Eier nicht der **Art** nach bestimmen kann (außer *Patagona gigas*), leuchtet ohne weiteres ein. So ist das auch bei anderen Familien mit einheitlichem Charakter ihrer Arten, soweit nicht Größe und Fundort eine Trennung ermöglichen, also bei den Reihern, Falken, Megapodien, Möwen, *Synallaxis,* Krähen und vielen anderen Familien und Gattungen.

Meistens nicht bestimmbar sind ferner die Eier mit abnormer Färbung und Zwergeier, soweit auch diese ihre gewöhnliche Färbung verloren haben.

Aus alledem dürfte hervorgehen, daß die Bestimmung zweifelhafter Vogeleier immer eine prekäre Angelegenheit bleibt, die sehr oft versagt, wenn es sich nicht um dem Oologen vollständig bekannte Arten handelt, schwer insbesondere, wenn die Fundorte unsicher sind oder Angaben über dieselben fehlen. Gelingen kann sie nur bei großer Erfahrung, auch im Schrifttum, und selbst dann nur unter günstigen Umständen. Trotzdem sind aber die **Färbungen** und **Gestalten** der Eier für ihre Art im Ganzen viel charakteristischer, als manche Leute glauben, und es ist keine allzu starke Übertreibung, wenn der Oologe sagt: „Den Vogel erkennt man an seinen Eiern", obwohl das nicht für alle gilt. Viele Eier sind der Art nach leichter zu unterscheiden als die Bälge ihrer Erzeuger, nicht bloß bei *Phylloscopus, Acrocephalus* und *Cettia.*

a) Goebel-Tabellen. Zur Unterscheidung der Eier einiger paläarktischer Familien und Arten gab Goebel in Hockes „Zeitschrift für Oologie" eine Anzahl wertwoller Tabellen, in denen ähnliche Eier verschiedener Arten nach Größe und Schalengewicht in Anzahl nebeneinander gestellt sind, einen guten Vergleich ermöglichend. Nach Jahrgang und Seitenzahl findet man folgende Goebel-**Tabellen:** Schnepfenarten **14**, S. 33 und 54 und 162. Kleinste Eulen **15**, S. 55. Enten und Gänse **15**, S. 62, und **16**, S. 161 und 177, auch **19**, S. 163. *Dendrocopos minor* und *Jynx* **15**, S. 76. *Sterna hirundo* und *paradisaea* **18**, S. 44. *Coracias, Ceryle, Dryocopus, Picus* **18**, S. 59. *Delichon* und *Riparia* **19**, S. 1. *Hieraaetus pennatus* und *Accipiter gentilis* **19**, S. 36.

b) Farbige Abbildungen von Eiern vermitteln fast immer nur die Vorstellung von **einem** Exemplar und können dann wegen der Variation nichts nützen. Überdies lassen sie das Gewicht, das Korn und die durchscheinende Farbe vermissen und können leicht zu Verwechselungen mit ähnlichen Eiern aus anderen Gattungen führen. Auch kann nicht jeder Maler Eier malen, und viele, besonders ältere Eibilder sind recht schlecht. Aber auch die besten sind für Bestimmungszwecke völlig untauglich, abgesehen von einigen Ausnahmen.

c) Falsch bestimmte Eier. Hier noch wenige begründete Fälle aus der Summe **falsch bestimmter Eier** in einigen großen Sammlungen: Schon durch das Schalengewicht zu erkennen war die Verwechselung von Reys „*Aegotheles*" mit *Columba* (0,83:0,42 g), auch „*Philohela minor*" mit *Rallus elegans* (0,89:1,70g). Ebenso bei Nehrkorn „*Euplectes diadematus*" mit *Cisticola* spec. (0,045:0,08 g), auch „*Sturnella magna inexpectata*" mit *Laterallus albigularis* (0,27–0,45 g:0,50 bis 0,81 g). Nehrkorns „*Lepidocolaptes souleyetii*" erwies sich wegen eines kalkigen Überzugs als *Piaya minuta gracilis,* sein „*Phloeoceastes (Campephilus) robustus*" infolge blaß grüngelb durchscheinender Farbe und Gewicht als ein Caprimulgide. Nehrkorns glatte „*Nomonyx*" aus Peru gehören zu *Dendrocygna*, da richtige, wie seine Stücke aus Jamaica, rauhschalig gekörnelt sind. Im Brit. Museum ist „*Urodynamis*" nach allen Kriterien ein Zwergei des Haushuhns (*Gallus*), in Bakers Sammlung verwiesen meine Wägungen angebliche *Anthus*-Eier zu *Passer* und ein „*Orthorhamphus magnirostris*" zu *Burhinus magnirostris.* Pässlers Sammlung enthielt unter seinen „*Zarhynchus*" nach Gewicht und Gestalt auch Eier des Parasiten *Psomocolax,* bis damals unerkannt. – Gründliche Nachprüfung täte not in so manchem Museum. Vieles habe ich dort nur an den „Beiträgen Fortpflanzungsbiologie der Vögel" (1928 und 1933) berichtigen können, auch in diesem Handbuch.

d) Bestimmung fossiler Eier. Fossile und subfossile Eier sowie **Scherben** solcher sind am schwierigsten bestimmbar, wenn überhaupt, weil sie verschiedene diagnostische Kennzeichen durch Korrosion ganz oder teilweise verloren haben. In Frage kommen hauptsächlich dickere Schalen, weil dünnere der Verwitterung nicht widerstehen. Solche aus Höhlen und alten Gräbern, also verhältnismäßig jüngeren Datums, waren so zermürbt, daß sie schon beim Messen zerbröckelten. Dünne Schalen aus älteren Lagen wurden wohl überhaupt noch nicht gefunden. Die Bestimmung der **Eigrößen** aus der Wölbung der Scherben läßt sehr viel Spielraum, wenn nicht besonders günstige

Stücke vorliegen, z. B. die beiden Polgebiete. Das gilt auch für die **Eigestalt.** Intakte Eier können fast immer praktisch als leer betrachtet werden, da alle organische Substanz vergangen ist. Das **Gewicht** des Eies oder der Scherbe verringerte sich durch die Korrosion, ebenso die **Schalendicke.** Die Einbuße kann geschätzt werden aus dem Grade der Mammillenabschleifung und nach dem Zustand der **Poren.** Soweit solche überhaupt noch sichtbar sind, ist ihr Aussehen meistens grundlegend verändert. Sie können stark vergrößert sein oder die Form von ausgeschliffenen kleinen Mulden und Rillen angenommen haben, auf deren Grund zuweilen die Porenkanäle noch erkennbar sind, z. B. **eine** Pore bei alten Straußeneischerben *(Struthio camelus)* aus NW-Afrika *(camelus)*, **mehrere** Poren bei Funden aus NO-Afrika *(molybdophanes)*. Die ursprüngliche weiße **Farbe** des Schalenkalks ist meistens verändert je nach dem Einlagerungsmaterial, grau, braun, schwärzlich. Verändert oder infolge Abschleifung gar nicht mehr vorhanden ist das **Schalenkorn.**

Erhalten bleibt die **mikroskopische Struktur,** erfaßbar durch Dünnschliffe und **Mikrophotos,** wie deren manche in diesem Buche bereits vorausgingen, und einige weitere hier angefügt seien. Sie möchten Beispiele geben für die z. T. sehr erheblichen Unterschiede und damit die Möglichkeit **diagnostischer Verwertung** andeuten. Entnommen sind sie meiner Mikrophoto-Sammlung, die aus **v. Nathusiusschen Präparaten** im Berliner Museum hervorgingen, in dankenswerter Weise für mich photographiert durch Prof. Dr. W. J. Schmidt – Gießen – und Friedrich Moebert – Hamburg.

e) Mikrophotos charakteristischer Eischalen-Strukturen: Tangentialschliffe (z. B. Fig. 31–33) erscheinen für unsere Zwecke weniger ergiebig, da sie als bloße Querschnitte der Mammillen oder der Säulen wenig Abwechslung zeigen und bei den verschiedenen Arten im wesentlichen kaum anders wiederkehren. Die Unterschiede in diesen drei Abbildungen charakterisieren nicht drei Arten, sondern nur zwei in verschiedenen Niveauhöhen der Schliffe. Unvergleichlich vielgestaltiger sind die **Radialschliffe**, z. B.

Figur 52. Struthio massaicus. 16 : 1. Schalendicke 2,0 mm. Unter etwa 30° schräg geschliffene Scherbe, wodurch die Schlifffläche auf doppelte Länge vergrößert wurde. Die sonst übereinander liegenden Einzelheiten liegen deshalb hier mehr nebeneinander. Unten: bereits dicht zusammengetretene Mammillen mit dunklen Kernen. Mitte: das rätselhafte **Dreiecksmosaik,** wie ein Trümmerhaufen von winzigen Splittern dünnster dreiseitiger Prismen, nach Schmidt und Kelly wahrscheinlich im Calcit mit organischer Substanz eingesprengte phosphatreiche „Körnchen", noch nicht völlig geklärte Erscheinung. Oben: Übergang in die Außenzone der Schale.

Figur 53.54 *Struthio camelus massaicus.* Tangentialschliff 200 : 1, gleich über den Mammillen (vergl. S. 706). **53** im gewöhnlichen Licht, **54** im polarisierten Licht.

Figur 55. *Dinornis* spec. Abschnitt aus dem Dreieckmosaik 170 : 1 im gewöhnlichen Licht.

Figur 56. *Anser anser.* 90 : 1. Schalendicke 0,60 mm. Unten: teils zusammengewachsene, teils voneinander abstehende Mammillenköpfe mit Spuren der Schalenhaut. Kräftig entwickelte Mammillen mit schwärzlichen Prismenansätzen. Das schwarze Band ist für Anseriden charakte-

TAFEL 8

Äußeres und inneres Blatt der Schalenhaut des Hühnereies. Schliffe durch Strauß und Moa

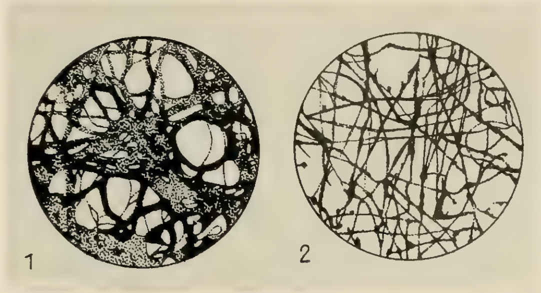
Fig. 51 (oben). Schalenhaut des Hühnereies. 300 : 1. 1) Äußeres Blatt. 2) Inneres Blatt. (Nach Romankowitsch bei Romanoff 1949).

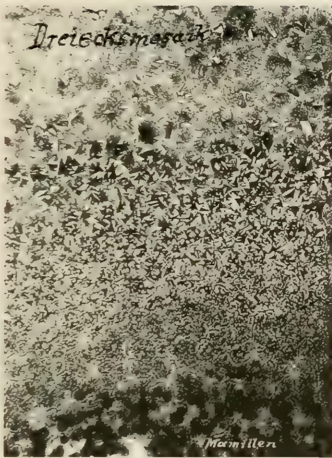
Fig. 52 (Mitte links). *Struthio camelus massaicus.* Schräger Querschliff durch die Eischale (in der Mitte Dreiecksmosaik), Erklärung siehe S. 706 und 709. 16 : 1. – Schliff: v. Nathusius. Photo: F. Moebert.

Fig. 53 (Mitte rechts). *Struthio camelus massaicus.* Ausschnitt aus dem Dreiecksmosaik Fig. 52 im gewöhnlichen Licht, Erklärung siehe S. 706 und 709. 200 : 1. – Schliff: v. Nathusius. Photo: W. J. Schmidt.

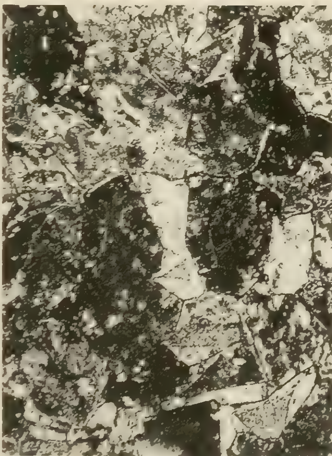
Fig. 54 (unten links). Dasselbe im polarisierten Licht. 200 : 1.

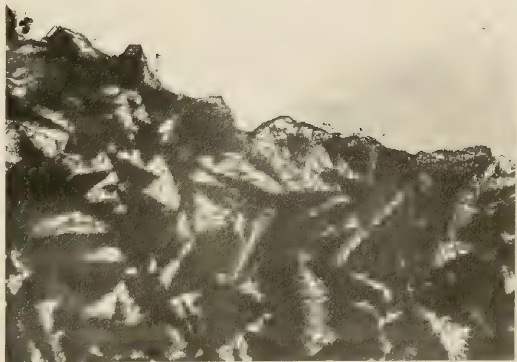
Fig. 55 (unten rechts). *Dinornis* spec. Abschnitt aus einem Dreiecksmosaik im gewöhnlichen Licht. 150 : 1. Siehe S. 709. – Schliff: v. Nathusius. Photo: W. J. Schmidt.











Tafel 8. Äußeres und inneres Blatt der Schalenhaut des Hühnereies. Schliffe von Strauß und Moa

ristisch. Mitte: weitere Prismenentwicklung etwas gestört. Oben: durchsichtige Kalkcuticula auf der leicht welligen Oberfläche.

Figur 57. Neophron percnopterus ginginianus. 105:1. Schalendicke 0,40 mm. Unten: verschieden geformte, durchsichtige Mammillenköpfe mit anhaftender Schalenhaut. Der weitere Verlauf ist undurchsichtig, schwarz erscheinend, unterbrochen durch eigenartige, große **helle Stellen** in schlanker Dreiecksform, welche den prismatischen Aufbau erkennen lassen, charakteristisch für Geier-Eischalen. Oben: eine dicke *Buteo*-**Cuticula** aus amorphem Kalk, die harte Außenzone bildend, typisch für Bussard- und Rotmilaneier. Der prismatische Aufbau geht nicht bis an die Oberfläche.

Figur 58. Pseudogyps bengalensis. 85:1. Schalendicke 0,65 mm. Unten: Die in die Schalenhaut inserierten, verschieden gestalteten Mammillen zeigen z.T. deutlich den strahligen Aufbau als Sphäriten aus feinen Nadeln und sind durch große Zwischenräume voneinander getrennt, von denen die im Bild unsichtbaren Porenkanäle nach außen führen. In der Mitte wiederum die hellen, schlank dreieckigen Stellen wie bei vielen Greifvogeleiern. Es folgt eine dünne helle Einlagerung. Darüber die Fortsetzung der schon zuvor deutlichen Prismen bis zur Oberfläche, an der links oben eine kleine Porensenke zu erkennen ist. Eine Cuticula ist nicht vorhanden. Die mikroskopische Struktur dieser Geiereischale zeigt sich wesentlich anders als die der Bussardeischale.

Figur 59. Crotophaga ani. 63:1. Schalendicke 0,23 mm. Unten: wiederum die in der Schalenhaut inserierten Mammillen mit Prismenansatz, der nach außen hin dunkel und undeutlich wird. Eine wellige, schwarze feine Linie stellt die Außengrenze der hier wieder durchsichtig gewordenen Prismen dar (Querschnitt des Korns). Darüber die amorphe weiße Kalkcuticula, welche die blau durchgefärbte Schale von außen weiß erscheinen läßt.

f) Dreiecksmosaike. *Figur 60. Numida meleagris.* 77:1. Schalendicke 0,45 mm. Unten: sehr eigenartige Entwicklung der Prismen aus den Mammillen. Der weitere Verlauf der Prismen ist undeutlich geworden und erscheint infolge von Einlagerungen wie aus Lamellen bestehend. Erst nach oben hin wird die Prismenform etwas deutlicher. Begrenzt durch zwei schwarze Linien, erfolgt der Abschluß nach außen durch die **Oberschale** (s. S. 635). Die glasige Cuticula zeigt sich nur schwach als heller dünner Saum.

Hier wie bei manchen anderen Arten laufen in der Schicht am oberen Ende der Mammillen diese im Bild als je mehrere weiß erscheinende, radiale, zugespitzte **Nadeln** aus. Diese in die Prismenlage übergehende Schicht ist die des rätselhaften **Dreiecksmosaiks,** wie aus Tafel 8, Figur 52, zu erkennen.

Es drängt sich der Gedanke auf an einen ursächlichen Zusammenhang zwischen diesen Nadeln und den Dreiecksmosaiken (Phosphatkristallnadeln von Calcit umgeben? Querschnitt dreieckig? Teilweise Zersplitterung der Nadeln beim Schleifen des Präparats?). Man findet die Erscheinung auch auf Bd. I, Taf. 1, Fig. 2 *(Struthio chersonensis)* und Bd. I, Taf. 2, Fig. 4, 5 *(Dinornis),* auch auf Abbildung Bd. I, Taf. 2, Fig. 6 *(Aepyornis),* aber nicht auf den Abbildungen Bd. I, Taf. 1, Fig. 1, 3, 4 und Taf. 2, Fig. 3 (**Struthionidae**), wo man sie erwarten möchte. **Nach oben spitz auslaufende Mammillen** sah ich im Mikroskop auf Präparaten von v. Nathusius auch bei *Phoenicopterus, Aquila pomarina, Grus grus, Pandion, Opisthocomus, Gallus domesticus cochinchinensis* und *Colinus virginianus.* Vielleicht hängen auch die hellen **„Kammern"** bei *Pseudogyps* und *Neophron* mit unserer Frage zusammen? (Tafel 9, Fig. 58 und 57).

Dreiecksmosaike fand v. Nathusius bei *Struthio, Cygnus, Anas, Numida, Tetrao, Phasianus, Larus, Uria, Haliaeetus* u.a. In seiner Dünnschliffsammlung konnte ich diese Befunde bestätigen, auch daß die Schicht bei *Cygnus* und *Gallus* **zwischen Mammille und Prisma,** bei *Larus* und *Uria* **mehr** nach der Oberfläche hin lag.

Die Entscheidung, ob die hellen Nadeln vielleicht ganz anderen Ursprungs sind, können nur eingehende Unterschungen mittels des Polarisationsmikroskops erbringen.

9. Oologie und Systematik

Als vor hundert Jahren nach dem Vorgehen LINNÉs die Vögel wissenschaftliche Namen erhielten, war es um die Systematik und die Nomenklatur zunächst nicht gut bestellt, z. T. weil die Gattungen zu weit gefaßt waren. Wie aus GIEBELS „Thesaurus ornithologiae" zu ersehen, umfaßte z. B. das Genus *Fringilla* bei manchen Autoren nicht bloß Finkenarten und Weber, sondern auch *Parus, Molothrus, Calliste, Tanagra, Accentor, Alauda, Dacnis.* Schlimmer noch bei der Gattung *Turdus,* bei welcher 50 Namen von Vögeln aufgeführt werden, die man heute weder zu dieser, noch überhaupt zu den **Turdidae** zählt, und die jetzt heißen *Lamprotornis, Malaconotus, Formicivora, Cinclus, Bombycilla, Actitis(!), Pachycephala, Conopophaga, Pitta, Myiarchus, Icterus, Oriolus, Icteria, Pastor* u. a. mehr, sogar aus verschiedenen Ordnungen. An eine systematische Beziehung zu den Eiern war da natürlich nicht zu denken.

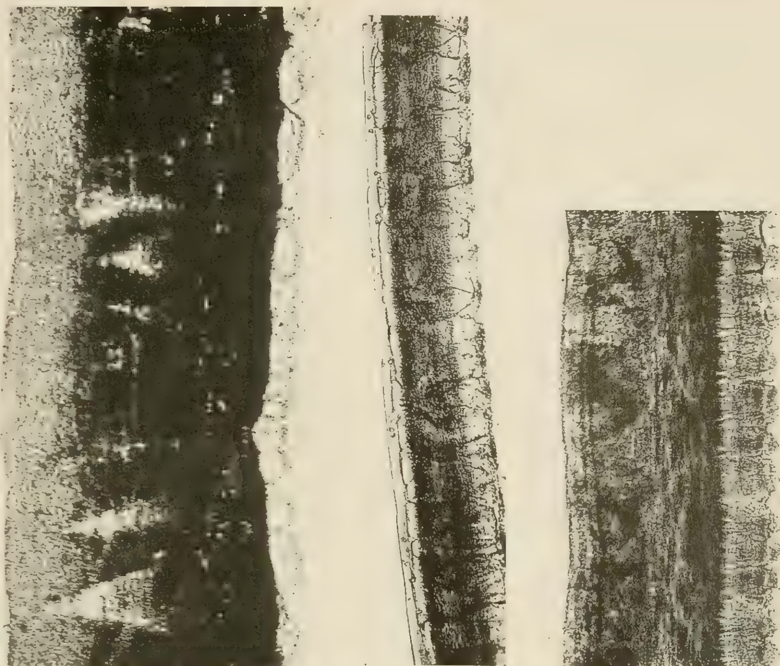
a) Bedeutung der Oologie. Das wurde aber anders, besonders als so bedeutende Forscher wie FÜRBRINGER, REICHENOW, SHARPE, KUTTER und HARTERT auf die Bedeutung der Oologie hinwiesen. Man ging dabei wohl von dem Gedanken aus, daß die kurzlebige Eischale gar keine Zeit hat, sich an veränderte Umstände anzupassen, und die daher **urtümliche,** für systematische Zwecke brauchbare Eigenschaften bewahrte. Als solche nennt KUTTER (1889) die besondere Beschaffenheit der Gestalt, der Färbung der Schalenmasse und das feinere Gefüge der Eischalen. HARTERT (1890) fügte hinzu das Schalenkorn und die Stärke der Schale. Die Größe und die **Oberflächenfärbung** der Eier betrachtet KUTTER als Anpassungscharaktere, die deshalb als Merkmale für systematische Zwecke im allgemeinen nur beschränkte Verwendung finden können. Er schließt: „Diese Hilfsleistungen werden sich ihrer Natur nach weniger auf die artliche Trennung nahe verwandter Formen, als vielmehr auf die Vereinigung solcher zu kleineren oder größeren natürlichen Gruppen zu erstrecken haben".

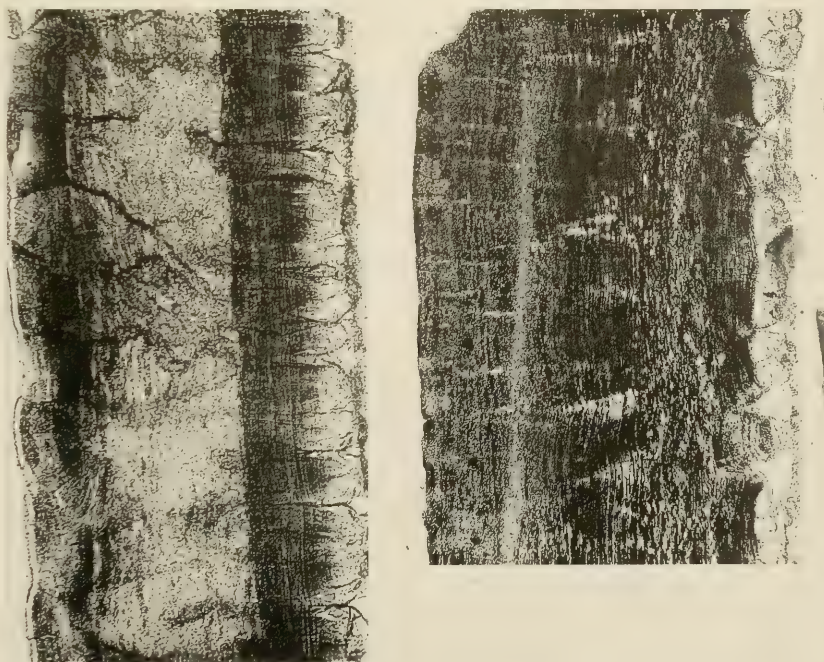
Hierzu läßt sich folgendes sagen: Die von KUTTER und HARTERT angegebenen Merkmale sind in unserem Allgemeinen Teil eingehend und kritisch besprochen. Zweifellos scheidet die **Eigestalt** eine Anzahl von Gruppen der Vögel. Die Riesenordnung der **Passeriformes** enthält praktisch keine kugeligen Eier, die **Tinamidae, Spheniscidae, Strigidae,** einige der **Coraciiformes** und **Galbulidae** besitzen überwiegend solche. Abgesehen von wenigen Familien mit ungewöhnlicher Eigestalt (*Hydrophasianus, Uria* u. a.). haben jedoch alle übrigen Vögel Eier mit geringer oder stärkerer Verjüngung des einen Endes. Und nicht nur bei den Pinguinen schwankt die Eigestalt zwischen diesen drei Gestalt-Kategorien. – Bei der **Färbung der Schalenmasse** kommt fast nur weiß, pergament und blaugrün in Frage. Sie wechselt aber zuweilen in derselben Gruppe und ist nicht immer beständig.

b) Feineres Gefüge der Eischale. Für das „feinere Gefüge der Eischalen" fehlen Serienbeobachtungen. Die Hoffnungen, welche LANDOIS und v. NATHUSIUS hegten, wurden durch BLASIUS und CLEVISCH zerstört, doch ist da das letzte Wort noch nicht gesprochen. Aus den **Flachschliffen** (Tangentialschliffe, Fig. 20, 22, 28, 31–33, 42), mit denen man sich hauptsächlich beschäftigte, ist

TAFEL 9

Querschnitte von Hausgans, Geiern, Ani und Perlhuhn. – Schliff: v. Nathusius. Photo: F. Moebert
Fig. 56 (oben links). *Anser anser.* Querschliff durch die Eischale. 90:1. Erklärung siehe S. 706.
Fig. 57 (oben rechts). *Neophron ginginianus.* Querschliff durch die Eischale. 105:1. Erklärung siehe S. 709.
Fig. 58 (unten links). *Pseudogyps bengalensis.* Querschliff durch die Eischale. 85:1. Erklärung siehe S. 709.
Fig. 59 (Mitte rechts). *Crotophage ani.* Querschliff durch die Eischale. 63:1. Erklärung siehe S. 709.
Fig. 60 (unten rechts). *Numida meleagris.* Querschliff durch die Eischale. 77:1. Erklärung siehe S. 709.





Tafel 9. Querschliffe von Hausgans, Geiern, Perlhuhn und Ani

auch nach meiner Ansicht nur wenig zu holen. Aber die Querschliffe (Radialschliffe) durch die Eischale (Fig. 13, 18, 19, 23, 29, 30, 36–38, 40, 41, 44–46, 52, 56–60; Bd. I, Taf. 1 und 2), welche hier geboten werden, zeigen schon mehr und vielmals größere artliche Unterschiede als etwa die Färbung der Schalenmasse. Die große Schwierigkeit der Materialbeschaffung hat jedoch bis heute verhindert, bei kleineren Arten im Mikroskop mehr zu sehen als einen schwarzen Fleck. So kommt es, daß die meisten Ornithologen und Oologen wahrscheinlich erst durch unsere Bilder von den großen Unterschieden in dem feineren Gefüge etwas zu sehen bekommen. Auf einige dieser Unterschiede sei auch an dieser Stelle aufmerksam gemacht: verschiedene **Mammillenformen** (Fig. 13, 36, 45, 46, 60, Bd. I, Taf. 2, Fig. 2). **Radialstrahliger Aufbau der Mammillen** mit großen Lücken zwischen diesen (Fig. 46 und 58).

Dreiecksmosaik (Tafel 8, Fig. 52–55). – Helle **„Kammern"** in der Prismenzone der Greifvögeleischale (Tafel 9, Fig. 57, 58). – **Schwarzes Band** über den Mammillen bei den Anatiden (Tafel 9, Fig. 56). – Struktur der **Cuticula** (Fig. 13, 45, 46, 56, 57, 59). Ferner (Bd. I, Taf. 1, Fig. 1, und Taf. 2, Fig. 3) verschiedene Querschnitte der **Porenkanäle** (S. 648). – Verschiedener Grad der Durchsichtigkeit der **Mammillen** (helle Fig. 45, 46, 57, dunkle Fig. 40, Bd. I, Taf. 2, Fig. 2, dunkle Mammillenköpfe Bd. I, Taf. 1, Fig. 1) und der **Prismen** (helle Fig. 57 und Bd. I, Taf. 2, Fig. 3, dunkle Fig. 45, 46, 57).

Das **Schalenkorn** zeigt allerdings große diagnostisch verwertbare Unterschiede (glatte, rauhe, matte, glänzende Oberfläche mit oder ohne deutliche Poren, deren verschiedene Gestalt [S. 645 u. a.]). – Die **Schalenstärke** scheint bei jeder Art ziemlich konstant zu sein, variiert aber im Ganzen meistens zwischen 0,05 und 0,60 mm, zu wenig, um erheblichen Einfluß auf die Systematik zu haben. Und leider wird das auch für die anderen, oben besprochenen einzelnen Gesichtspunkte gelten, die höchstens in ihrer Gesamtheit nützlich sein können, wenn da oder dort einmal Zweifel über die systematische Stellung einer Art auftauchen. Auf solche Eigenschaften der Eischalen kann man kein System der Vögel aufbauen. Man hat REY unterstellt, daß er in seinem Werk „Die Eier der Vögel Mitteleuropas" einen solchen Versuch gemacht habe. Man sieht jedoch im wesentlichen nur, daß er den Ordnungen eine andere Umgrenzung und Reihenfolge gibt, ohne nennenswerte Eingriffe in frühere Auffassungen, und daß er den Familien allgemeine Bemerkungen vorausschickt, auch manchen Gattungen kürzeste Eibeschreibungen als Überschrift beifügt. Für ein System der Vögel ist ja schon der auf Mitteleuropa beschränkte Rahmen zu klein.

c) Oologische Systematik von DES MURS. Wohl aber hat DES MURS (1860) unternommen, ein solches System zu schaffen in seinem „Traité général d'Oologie Ornithologique au point de vue de la classification". Das 640 Seiten umfassende Werk fand bei französischen Ornithologen eine große Zustimmung, die deutschen Kollegen beurteilten es wenig günstig. Unseren heutigen Auffassungen widerspricht DES MURS in so großem Umfang, daß hier nicht ausführlich darauf eingegangen werden kann. Er räumt der bloßen Form der Eier zuviel Bedeutung ein, ist dabei aber nicht immer konsequent, beispielsweise, wenn er die **Galbulidae** und die mit vollkommen gleichen Eiern ausgestatteten **Alcedinidae** in zwei verschiedene seiner 9 Ordnungen verweist. Die **Pteroclididae** stehen bei den Hühnern, Fasanen, Putern und Waldhühnern neben *Tinamus, Otis, Oedicnemus, Cursorius* und *Turnix* zusammen in Ordo V. Unter den **Grallae** vereint er die Schnepfen mit *Cariama, Parra, Rallus, Crax, Megapodius, Mesitornis* u. a., dazu noch die Kraniche, Störche, Ibisse, Reiher, Schuhschnabel und Flamingos, also die eigentlichen Grallae. Die **Steganopoden** (Ruderfüßler) bilden dort zusammen mit den Schwänen, Gänsen, Enten, Albatrossen, Sturmvögeln, Möwen, Tauchern und Alken eine weitere Ordnung. Alles dies ist trotz sehr gelehrter Aufmachung unhaltbar geworden und nur noch von historischem Interesse, wennschon der für damalige Zeit hohe Standpunkt anerkannt werden muß, von dem aus der unseres Erachtens mißglückte Versuch gewagt wurde. Auf jeden Fall wertvoll erscheint aber das reiche Material, welches DES MURS für die **Geschichte der Eiersammlungen** von 1555–1860 zusammenbrachte. Deshalb und auch wegen vieler anderer interessanter Tatsachen und Stellungnahmen bedeutender Gelehrter, über die DES MURS berichtet, ist m. E. sein Werk noch heute lesenswert, obwohl es überholt ist und in Vergessenheit geriet.

Wenn ein so begeisterter und tiefgründig forschender Oologe, wie der Stabsarzt Dr. KUTTER den wissenschaftlichen Wert der Oologie nur darin sah, daß „vorzüglich von der besonderen Beschaffenheit der Gestalt, der substanziellen Färbung und des feineren Gefüges der Eischalen beachtenswerte Hilfeleistungen für die Systematik zu erwarten" seien, und wenn er der Oberflächenfärbung dabei fast keinen Wert zuspricht, so kann ich mir das nur daraus erklären, daß KUTTER an ein **System der natürlichen Verwandtschaft der Vögel** dachte, für das allerdings nur **urtümliche** Eigenheiten der Eischale von Wert sind, wie solche bei der Färbung, als nachträglich erworben, nicht vorliegen. Ein solches System wird aber wahrscheinlich nie erreicht werden, und KUTTERS drei Merkmale würden dabei weniger nützen, als etwa die Fleckenlosigkeit der Eier bei den Familien, die wir für die stammesgeschichtlich ältesten halten, einschließlich der Entenvögel. Der Sinn einer Systematik wird hier nur ein bloßes **Ordnungsprinzip** sein können, das **nicht** der Urtümlichkeit seiner Grundlagen bedarf und auch die Färbung als Anhaltspunkt benutzen kann. Von wissenschaftlichem Wert ist allein schon die durch die Oologie bewiesene Tatsache, daß in weitem Umfang die Färbung des Eies charakteristisch für den Vogel ist und ihm oft eine ganz bestimmte Stelle im System zuweist. Ein Vogel mag aussehen wie er will, wenn er ein Ei hat gefärbt wie bei *Parra* oder bei *Acrocephalus*, dann **ist** er eben eine *Jacana*, ein *Acrocephalus*. Trägt ein Vogelei den braunen Färbungscharakter der Falkeneier, scheint aber **grün** durch, so gehört die Art nicht zu den **Falconidae,** sondern zu den **Accipitridae** (z. B. *Gymnogenys typus*). – Eine gekörnelte Schale bei großen weißen Eiern weist immer auf **Cracidae** oder *Oxyura* und *Nomonyx*. Hat das Ei eine hellgelbbraune Pigmentcuticula wie bei den **Tetraonidae** und **Phasianidae,** so gehört der Vogel eben in eine dieser beiden Familien. Derartige charakteristische Eifärbungen gibt es eine Menge. Sie lassen die systematische Stellung oft auf den ersten Blick erkennen, allein schon oder zusammen mit anderen oologischen Merkmalen. Die Oologie besitzt also sehr wohl auch für die Systematik einen Wert, wie für die Wissenschaft im allgemeinen. Sehr beherzigenswert für die ihr ungünstig Gesinnten sagt **Schalow** (1915): „Warum soll denn die Oologie durchaus systematischen Wert besitzen? Sollte man sie, die einen ungemein wichtigen Teil der Fortpflanzungsgeschichte und damit der gesamten Lebensäußerung der Vögel bildet, nicht um ihrer selbst willen erforschen, pflegen und fördern?"

Die Einteilung in Ordnungen und Familien ist jetzt auf Grund anatomischer, morphologischer und biologischer Merkmale bereits so weit abgeschlossen, daß die offenbar schon zur Mitwirkung gekommene Oologie nun **dabei** nicht mehr viel helfen kann. Im ganzen wird der Oologe nur noch wenige Einwendungen gegen das Bestehende machen können, nachdem frühere Bedenken beseitigt wurden, und Systematik und Oologie jetzt in leidlich gutem Einklang sind, auch durch bloße Umstellung oder Aufteilung der Arten (vergl. S. 687). Wobei zu beachten bleibt, daß für die Systematik und auch andere Disziplinen das Ei nur **einen** von vielen zu berücksichtigenden Gesichtspunkten darstellt, und man allein auf biologischen Merkmalen kein System der Vögel aufstellen kann.

d) Widersprüche zwischen Oologie und Systematik nach dem System von SHARPE. Wo einer Einreihung in bestehende Gruppen beachtliche Gründe widersprachen, und auch die Oologie nicht helfen konnte, schuf man selbst für einzelne Arten neue Familien. So bei *Opisthocomus,* den der Oologe näher an die **Rallidae** gestellt hätte, statt wie noch bei PETERS (1934) zwischen *Meleagris* und *Turnix*. Bei den weiteren Familien mit nur **einer** Art passen, wie die Vögel, auch ihre Eier nicht zu denen nahestehender Arten. So bei *Dromas, Rhinochetus, Mesoenas, Balaeniceps, Steatornis, Promerops, Tersina, Buphagus.* Also auch hier eine Art Kontakt zwischen Systematik und oologischem Befund, aus der Reihe springende Vögel mit ebenso aus der Reihe springenden Eiern. Nicht wenige Arten wurden schon früher durch **Umstellung in andere Familien** oder lediglich in der Reihenfolge – mit oder ohne Absicht – den Ergebnissen der Oologie besser angepaßt. Die Blauracke *(Coracias)* mit ihren glänzend weißen Eiern, jetzt in einer großen Gruppe (**Coraciiformes**) mit ebensolchen, wurde früher zu den Rabenartigen (**Corvidae**) mit ihren braun gefleckten, grünen Eiern gestellt, Kranich (*Grus*) und Sekretär (*Sagittarius*) zu den Reihern und Störchen (*Ardea, Ciconia*). NAUMANN rechnete den Sichler, einen Ibis (*Plegadis*), zu den Brachvögeln (*Nume-*

nius). Im Vogelkatalog des Britischen Museums stehen *Cariama* und *Chunga* noch mitten unter den Greifvögeln zwischen Chimango und Sekretär. Der Löffler (*Platalea*), ein Ibis, sollte ein Reiher sein. Bei der „Riesenralle" (*Aramus*) wollten die älteren Autoren eine Verwandtschaft mit Rallen, Reihern und Brachvögeln sehen, während diese Art dann, auch gemäß ihrem oologischen Charakter, im System Anschluß an die Kraniche gefunden hat. – Oologisch begründet sind auch folgende Fälle von früheren **Änderungen der Gattungsnamen:** Abtrennung des *Pseudopodoces* von *Podoces, Pomatostomus* von *Pomatorhinus. Manucodia gouldi* gefleckt, wurde verbessernd zu *Phonygammus* gestellt (Eier rosa mit dichten roten Flecken). *Manucodia* – Eier sind weiß mit schwarzgrauen Flecken. Sonstige Änderungen auf Grund der Eierfärbung: *Panurus* (charakteristische Fleckung) kam von den Meisen (**Paridae**) zu den **Timaliidae**. *Zosterops* (Eier weiß oder blaßblau), früher zwischen *Myzomela* und *Glyciphila,* also Meliphagiden, bei denen es solche Eier nicht gibt, kam in eine eigene Familie (**Zosteropidae**), ebenso *Tersina* (Eier weiß), vorher bei den **Thraupidae**, die keine weißen Eier haben. Als *Thalasseus* anstelle von *Larus* wurden abgetrennt die Möwenarten, welche sich durch **brandfleckige Zeichnung** von den anderen abheben. Das einfarbig weiße Ei der *Ichthyophaga ichthyaetus* trug bei zur Umstellung der Art aus der Nähe der Fischadler (*Pandion*) mit ihren stark pigmentierten Eiern zu den weißeierigen Seeadlern (*Haliaeetus*). – Diesen unvollständigen Beispielen für erledigte **Widersprüche zwischen Oologie und Systematik** mögen einige unseres Erachtens noch unerledigte folgen als Anregung zur Prüfung durch Sachverständige, welche über die erforderlichen vielseitigen besonderen Kenntnisse verfügen. Es handelt sich im wesentlichen um Arten, deren Eier aus der Reihe springen, in der sie im Sharpeschen System untergebracht sind und möglicherweise umgestellt werden können (1960!).

1. *Sphenostoma cristatum:* Ei hellblau mit schwarzen Punkten, ähnlich wie bei unserer Singdrossel (*Turdus philomelos*). Offenes Napfnest in Busch. Stand unter den **Paridae.** Wurde zu den **Orthonychinae** gestellt.
2. *Auriparus flaviceps:* Das Ballnest in Dornbüschen mit blauen rotgefleckten Eiern paßt nicht zu einer bei den Meisen eingereihten Art, auch weil diese immer weißgrundige Eier haben. **Remizidae.**
3. *Cephalopyrus flammiceps:* ebenfalls als Meise geführt, hat ziemlich dunkle, blaugrüne Eier. Nest: ein tiefer Napf in Baumhöhle.
4. *Neositta:* Kunstvolles Nest in einer Astgabel. Ei grauweiß mit schiefergrauer Zeichnung, **grün durchscheinend,** wie keine einzige der oologisch ganz einheitlichen anderen Spechtmeisen.
5. *Chamaeza:* mit weißen Eiern und *Grallaria* (z. T.) mit blauen passen oologisch nicht in die **Formicariidae,** eher in die **Dendrocolaptidae.**
6. *Schiffornis* (*-Scotothorus*): Eier weiß. Alle anderen **Pipridae** haben gut pigmentierte Eier.
7. *Melanopareia maximiliani argentina:* d' Orbigny (1844), Hartert (1909) und Hellmayr (1907) stellen diese Art als *Synallaxis* zu den Dendrocolaptiden, Peters (1951) reiht sie bei den **Rhinocryptidae** (-Pteroptochidae) ein. Da die Eier nach Venturi (bei Hartert) weiß sind mit kleinen schwarzen Flecken, ähnlich *Poospiza melanoleuca*, kommt oologisch keine der beiden Familien in Frage, weil diese ausnahmslos ungefleckte Eier legen, oder jene Eier wurden falsch bestimmt. Sie würden zu denen der **Fringillidae** und **Tyrannidae** passen.
8. **Pycnonotidae:** Die Hälfte der Arten ist oologisch recht einheitlich, die andere weicht ganz auffallend ab, insbesondere *Pyrrhurus, Andropadus* und *Phyllastrephus.* Eine Nachprüfung der Zusammengehörigkeit dürfte sich empfehlen.
9. Die **Parulidae** (-Compsothlypidae, -Mniotiltidae) würde der Oologe in die Nähe der **Sylviidae** stellen, statt wie bei Sharpe zwischen die **Meliphagidae** und **Motacillidae** weitab von jenen.
10. Die Stellung der hühnerartigen **Pteroclididae** und **Turnicidae** im Anschluß an die **Galliformes** in Sharpes System erscheint oologisch gesehen viel natürlicher, als die weite Trennung dieser beiden Familien unter Einbeziehung der Flughühner in die **Columbiformes** bei Peters (1937). Jedenfalls vermag der Oologe nicht an eine nahe Verwandtschaft zwischen dem **bunt**eierigen, nestflüchtenden *Pterocles* und der **weiß**eierigen, nesthockenden *Columba* zu glauben. Bei weißen Eiern neben bunten in anderen Familien liegen die Verhältnisse m. E. anders, leichter zu verstehen.

11. Muß *Pucrasia* mit ihren *Lyrurus* gleichenden, gefleckten Eiern mitten unter 100 verwandten Arten mit ungefleckten Eiern stehen?
12. *Platylophus galericulatus:* im Vogelkatalog des Brit. Museums zu den **Prionopidae** gestellt. Die bei HOOGERWERF (1949) abgebildeten Eier tragen *Dendrocitta*-Charakter, stehen daher in unserem Sinne jetzt richtiger bei den **Corvidae.**
13. *Cochlearius:* früher zu den **Ardeidae** gerechnet, jetzt in eigener Familie. Oologisch würde kein Bedenken vorliegen, ihn für einen Ibis (**Threskiornithidae**) zu halten.

Wie die trinäre Nomenklatur die in der binären manchmal durcheinander geworfenen Rassen einer Art in richtige Ordnung brachte, könnte in manchen Fällen auch die **oologische Zusammengehörigkeit** jetzt getrennt stehender verwandter Arten ausgedrückt werden durch eine wohl unbedenkliche Änderung der Reihenfolge. Wenn kein erheblicher Grund vorlag, warum wurde dann trotz Ähnlichkeit der Eier *Hippolais* weit ab von *Nesillas (Ellisia)* gestellt? Warum stehen *Chthonicola, Cettia* und *Psamathia* mit ihren ganz ungewöhnlichen roten Eiern im Cat. Brit. Mus. nicht zusammen? Bei PETERS sind die **Apodidae** und **Trochilidae** mit ihren ähnlichen Eiern m. E. unnötig getrennt durch die **Hemiprocnidae** mit ganz anderen. Stellt man *Podargus* und *Aegotheles* mit ihren ungefleckt weißen Eiern zusammen, statt sie durch die **Nyctibiidae** mit ihren gefleckten Eiern zu trennen, so rücken diese an die **Caprimulgidae** heran entsprechend der Eierähnlichkeit beider.

Zitierte Schriften des Allgemeinen Teils

(mit Hinweisen auf die zitierte Literatur
im „Handbuch der Oologie“ Band I–IV, Bd. IV, S. 475–583)

ADAMSON, G. E. (1911): On the interbreeding of the Song-Thrush and Blackbird in Middlesex. Zoologist (London) 15, S. 194–196. (z. IV S. 701)

ALLEN: (Nordamerika-Vögel). Quelle unbekannt. (z. IV S. 695)

ALMQUIST & HOLST: (Zahl der Poren je nach Literatur). Laut Grossfeld 1938. (z. IV S. 648)

ALTUM, B. (1866): Über die späten Vogelbruten in Natur und Offenbarung. J. f. Orn. 12, S. 193–199 (z. IV S. 674)

AVERILL, K. CH. (1924): (zitierte Literatur IV S. 480; 606, 686)

BAER, K. E. v. (1828–1837): Über Entwicklungsgeschichte der Thiere. Königsberg. 2 Bde. (z. IV S. 621, 625)

BAESEKE, K. (1932): Hausgans legte zwei halbe Eier. Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 8, S. 190. (z. IV S. 611)

BAKER, E. C. S. (1932–1935): (zitierte Literatur IV S. 481; 605, 686, 691)

BAMBERG, O. (1906): Beobachtungen über das Uralauerhuhn, *Tetrao urogallus uralensis,* Menzb. Z. Ool. Orn. 15, S. 123–124. (z. IV S. 702)

BANCROFT, G. (1929): (zitierte Literatur IV S. 481; 690)

BANNERMAN, D. A. (1930–1951): (zitierte Literatur IV S. 482; 652)

BATESON, W. & B. R. SAUNDERS (1902): (Kreuzung von Eiern bei Haushennen). Rep. Evolution Comm. Rep. (London) I, Part II, S. 87. (z. IV S. 700)

BAU, A. (1908): (zitierte Literatur IV S. 483; 662)

BELCHER, C. F. (1930): (zitierte Literatur IV S. 483; 667)

— (1937): On the Kinangop. Ool. Rec. 17, S. 58–65. (z. IV S. 690)

— & G. D. SMOOKER (1934–1936): (zitierte Literatur IV S. 484; 690)

BENDIRE, E. E. (1892–1895): (zitierte Literatur IV S. 484; 691)

BENJAMIN, E. W. (1920): (Eifarbe bei Hennen). Cornell Univ. Agr. Exp. Stat. Mem. 31. (z. IV 700)

BENT, A, C. (1949): (zitierte Literatur IV S. 485; 677)

BLASIUS, R. (1867): (zitierte Literatur IV 487; 625, 697 u. a.)

BONHOTE, J. LEWIS (1907): Some notes on the hybridising of ducks. Proc. Fourth Intern. Ornith. Congress 1905 (= Ornis 14). London (Dulau & Co.), S. 235–264, Taf. IX–XII. (z. IV S. 700)

BORCHERT, G. (1904): Grünspechtei mit doppelter Schale. Z. Ool. 14, S. 30. (z. IV S. 612)

BOXBERGER, L. v. (1911): (Schutzfärbung). Quelle fehlt. (z. IV S. 612, 650)

— (1928): (Schutzfärbung). Beitr. Fortpflanz. biol. Vögel 4, S. 192. (z. IV S. 617)

BRADFIELD, I. R. O. (1951): Radiographic studies of the formation of the hen's egg-shell. J. exp. Biology 28, S. 125–156. (z. IV S. 594 u. a.)

BREHM, A. (1911[4]): Brehms Tierleben. Leipzig u. Wien (Bibliogr. Institut) 1.498 S. (Schwammschicht der Eier, S. 21). (z. IV S. 634)

BUFFON, G. L. L. u. a. (1749–1788): Histoire natuelle, générale et particulière, avec la description du cabinet du Roi. Paris. (z. IV S. 677, 695)

BULLER, W. L. (1888): (zitierte Literatur IV S. 480; 639)

BUNYARD, P. E. (1920): (*Turdus philomelos* × *merula*). Ardea 9, S. 54. (z. IV S. 701)

CARUS, C. G. (1826–1855): (Farbe im Eileiter). Erläuterungstafeln zur vergleichenden Anatomie, Heft III, S. 101, 104. (z. IV S. 654, 656)

CAYLEY, N. W. (1931): (zitierte Literatur IV S. 492; 605)

CHAPMAN, F. M. (1892): *Helminthophila pinus* × *H. leucobronchialis.* Auk 9, S. 302. (z. IV S. 701)

Cheesman, R. E. & W. L. Sclater (1935–1936): (zitierte Literatur IV S. 493; 691)
Chodziesner, M. (1929): (zitierte Literatur IV S. 493; 700, 702)
— (1930): Über Dotterfärbung im Hühnerei. Beitr. Fortpflanz. biol. Vögel 6, S. 204–205. (z. IV S. 700)
Claus, C. & K. Grobben (1932): Lehrbuch der Zoologie. Berlin & Wien (Springer). 1123 S.; S. 271. (z. IV, S. 593)
Clevisch, A. (1913): (zitierte Literatur IV S. 493; 628, 633 u. a.)
Coste, M. (1847): Histoire générale et particulière du développement des corps organisés. (z. IV S. 699)

Des Murs, O. (1860): (zitierte Literatur IV S. 498; 597, 661, 677, 713)
Dietrich, F. (1929): (zitierte Literatur IV S. 498; 611, 663)
D'Orbigny, A. (1835–1849): Voyage dans l'Amérique méridionale. Paris. (z. IV S. 715)
Drescher, E. (1910): Biologische Beobachtungen über den rotrückigen Würger, *Lanius collurio* L., aus den Jahren 1907 u. 1908. Berichte Ver. schles. Ornithol. 3 (1908 u. 1909), S. 32–48 (Eifarbe S. 37–39). (z. IV S. 701)
Dresser, H. E.: („Fuji"). Quelle fehlt. (z. IV S. 691)
Duerden, J. E. (1918–1919): Crossing the North and South African Ostriches. Univ. South Africa Dept. Agric. Bull. (Pretoria) 7, S. 1–36. (z. IV S. 700)

Erlanger, C. von: siehe Hilgert

Fenk, R.: (*Carpodacus* × *Chloris*). Quelle fehlt. (z. IV S. 701)
Fischer, H. & F. Kögl (1923): Zur Kenntnis der natürlichen Porphyrine. (IV) Über das Ooporphyrin. Zschr. physiol. Chem. (Berlin) 131, S. 241–261. (z. IV S. 652, 653)
Frankenberg, G. v. (1937): (zitierte Literatur IV S. 504; 615)
Friedmann, H.: (*Cuculus solitarius*). Quelle unbekannt. (z. IV S. 691)
Froböse, H. (1928): Die mikroskopische Anatomie des Legedarmes und Bemerkungen über die Bildung der Kalkschale beim Huhn. Z. mikr. anat. Forsch. (Leipzig) 14, S. 447–482. (z. IV S. 626)
Fürbringer, M. (1888): (zitierte Literatur IV S. 505; 710)
Furreg, E. (1931): Über die Kuticula des Vogeleies und einen Nachweis ihres Bildungsortes. Biol. Zbl. (Leipzig) 51, S. 162–173. (z. IV S. 633)

Giebel, C. G. (1872–1877): (zitierte Literatur IV S. 506; 710)
Giersberg, H. (1921): Eihüllenbildung der Vögel, sowie Entstehung der Färbung der Vogeleier. Biol. Zentralbl. 41, S. 252–268. (z. IV S. 592)
— (1923): (zitierte Literatur IV S. 506; 621, 628, 633 u. a.)
Goebel, H. (1904): (zitierte Literatur IV S. 507; 705 u. a.)
— (1905 a): (kleinste Eulen). Z. Ool. Orn. 15, S. 55. (z. IV S. 705)
— (1905 b): Enten- und Gänseeiermaße und -gewichte. Z. Ool. Orn. 15, S. 62–63. (z. IV S. 705)
— (1905 c): Zur richtigen Bestimmung von *Jynx torquilla*- und *Picus minor*eiern. Z. Ool. Orn. 15, S. 76–77. (z. IV S. 705)
— (1907): Eiderenteneier. Z. Ool. Orn. 16, S. 161–170, 177–178. (z. IV S. 705)
— (1908): Miszellen. Z. Ool. Orn. 18, S. 41–46. (z. IV S. 705)
— (1909 a) Bestimmungstabelle für Eier von *Chelidonaria urbica* und *Cotyle riparia*, resp. *Lanius excubitor* und *Lanius minor*. Z. Ool. Orn. 19, S. 1–4. (z. IV S. 705)
— (1909 b): (zitierte Literatur IV S. 507; 705)
—: (Einfluß von Nahrung und Temperatur auf Eier der Vögel). Quelle unbekannt. (z. IV S. 691)
— & O. Ottosson (1908): Bestimmungstabelle für die Eier der Spechte, Raken, Eisvögel, Bienenfresser. Z. Ool. Orn. 18, S. 57–60, 76–80. (z. IV S. 705)
Goethe, F. (1937): (zitierte Literatur IV S. 507; 609, 612, 676)
Groebbels, F. (1937): (zitierte Literatur IV S. 508; 604, 605, 606 u. a.)
Grossfeld, J. (1938): (zitierte Literatur IV S. 509; 616, 625 u. a.)
Grote, H. (1932): Die Größe des Geleges beim Wespenbussard. Orn. Mon. Ber. 40, S. 86. (z. IV S. 604)
— (1933): Nimmt die Eizahl in den Gelegen von Westen nach Osten zu? Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 9, S. 22. (z. IV S. 604)
— (1939): Klimatisch bedingte Schwankungen der Gelegegröße innerhalb derselben Vogelrasse. Orn. Mon. Ber. 47, S. 52–54. (z. IV S. 604)

Handbook of British Birds (1938–1941): London (Witherby). (s. IV S. 671, 686, 689)

HARPER, E. H. (1904): The fertilization and early development of the pigeon's egg. American J. Anat. 3, S. 349–386. (z. IV S. 591)
HARTERT, E. (1890): Über Oologie und ihre Bedeutung für die Wissenschaft. Ber. Senckenb. Ges. (Frankfurt a. M.) 1890, S. 37–49. (z. IV S. 710)
— (mündlich): (z. IV S. 616)
— & S. VENTURI (1909): zitierte Literatur IV S. 512; 715)
HEIM DE BALSAC, H. (1931): Composition minérale de la coquille des oeufs d'oiseaux fonction nutritive de la coquille. Alauda (2) 2, S. 173–184. (z. IV S. 629)
HEINROTH, O. (1913): (Untersuchungen bei Paarung von Haushuhn-Rassen, *Gallus gallus domesticus*). J. f. Orn. 61, S. 553. (z. IV S. 700)
— (1920): (*Gennaeus lineatus* (kann) künstlich durch Mischung von Silber- und Schwarzrückenfasan stets beliebig erzeugt werden). J. f. Orn. 68, S. 398. (s. IV S. 703)
– (1922): (zitierte Literatur IV S. 514; 618, 621)
HELLEBREKERS, W. PH. J. (1945): (zitierte Literatur IV S. 514; 690)
HELLMAYR, C. E. (1907): On new forms of South American birds. Bull. Brit. Orn. Club 19, S. 74–76. (z. IV S. 715)
HENNICKE, C. R. (1895): Ein eigentümliches Hühnerei. Orn. Mon. Schr. 20, S. 256–257. (z. IV S. 611)
HENRICI, P. (1926–1927): (zitierte Literatur IV S. 691, 692)
HESSE, R. & F. DOFLEIN (1935–1943): Tierbau und Tierleben. 2 Bde. Jena (Fischer). (z. IV S. 606)
HILGERT, C. (1908): (zitierte Literatur IV S. 515 als v. ERLANGER; 688, 692)
HOCKE, H. (1901): (Bronzemännchen × Kanarienvogel). Z. Ool. 11, S. 9. (z. IV S. 701)
HOESCH, W. & G. NIETHAMMER (1940): (zitierte Literatur IV S. 516; 604, 678)
HOLDEFLEIß, P. (1911): (Eifarbenänderung). Ber. Physiol. Labor- u. Versuchsanst. des Landw. Instituts Halle, Heft 20, S. 1 (siehe bei TSCHERMAK). (z. IV S. 700)
HOOGERWERF, A. (1949 a): (zitierte Literatur IV S. 516; 666, 669, 691, 716)
HURST, C. C. (1921): (Intermediäre Färbung von Haushuhneiern). Poultry Sci. 1, S. 215. (z. IV S. 700)
HUTT, F. B. (1929): On the relation of fertility in fowls to the amount of testicular material and density of sperm suspension. Proc. R. Soc. Edinburgh 49, S. 102–117. (z. IV S. 591)

IWANOW, E. (1924): De la fécondition artificielle des Mammifères et des Oiseaux. C. R. Acad. Sci. Paris 178, S. 1854–1857, auch C. R. habdomad. et mém. Soc. de biologie 91, S. 54. (z. IV S. 591)

JORDANS, A. v. (1914): *Galerida theklae theklae* Brehm, S. 66–68 in: Die Vogelfauna Mallorcas mit Berücksichtigung Minorcas und der Pityusen. Falco 10, Sonderheft. 163 S. (z. IV S. 675)
— (1924–1925): (zitierte Literatur IV S. 521; 691)
JOURDAIN, F. C. R. (1936): On the eggs of the Stone-Curlew *Burhinus oedicnemus* (L.). Ool. Rec. 16, S. 85–87. (z. IV S. 609)
—: (*Falco tinnunculus*). Quelle fehlt. (z. IV S. 691)
— & C. BORROR (1914): Erythrism in the eggs of British birds. Brit. Birds 7, S. 246–250. (z. IV S. 673)

KALITSCH, L. v. (1932): Unregelmäßige Form bei Zaunkönigen (*Troglodytes t. troglodytes*). Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 8, S. 72–73. (z. IV S. 609)
—: (Grüne Schalenhaut). Quelle fehlt. (z. IV s. 698)
KELLY, A. (1901): (Bildung der Kalkschale). Jen. Zschr. Naturw. N. F. 28, S. 429. (z. IV S. 621, 628)
KIPP, F. (1943): Beziehungen zwischen dem Flug und der Brutbiologie der Vögel. J. f. Orn. 91, S. 144–153. (z. IV S. 606)
KLEIN, J. K. (1766): Ova ovium plurinarum ... Leipzig, Königsberg u. Mietau (Kanter). (z. IV S. 610)
KLEINSCHMIDT, O. (1905–1907): Flükinger's Sammelreise in Algerien. Falco (Halle S.) 1, S. 30–35, 85–90; (Leipzig) 3, S. 8–21. (z. IV S. 675, 678)
KOENIG, A. (1895–1896): (zitierte Literatur IV S. 524; 677)
— (1911): (zitierte Literatur IV S. 524; 676, 691)
— (1925): (zitierte Literatur IV S. 524; 692)
— (mündlich): (z. IV S. 704)
KOENIG-WARTHAUSEN, R. VON u. ZU (1885): Über die Gestalt der Vogeleier und über deren Monstrositäten. J. Hefte Ver. Württ. (Stuttgart) 1885, S. 289–305. (z. IV S. 615)
KOPEĆ, St. (1922–1926): (Variabilität bei Hühnereifarben). Mem. Inst. nat. polon. Economie rur. Pulawy 3,5–7 und An experimental study of Xenia (change of egg-colour) in the domestic fowl. J. Genetics (Cambridge) 16, S. 269–286, 1926. (z. IV S. 700)

KRAUSE, G. (1905): Ein abnormes Hühnerei (Ovum in ovo). Orn. Mon. Schr. 30, S. 543–544, Taf. XIII. (z. IV S. 615)
—: (Blauer Ring bei *Larus ridibundus*). Quelle fehlt. (z. IV S. 652)
—: [Rote Eier unter 60000 *Larus ridibundus*-Eiern]. Quelle fehlt. (z. IV S. 673)
KRUKENBERG, C. F. W. (1883): Die Farbstoffe der Vogeleischalen. Verh. phys. med. Ges. Würzburg 1883. (z. IV S. 652, 653)
KUTTER, F. (1889): (zitierte Literatur IV S. 526; 591, 624, 661)
— (1895?): Quelle unbekannt. (z. IV S. 700, 710, 714)

LAFRESNAYE, F. DE (1845): (zitierte Literatur IV S. 527; 607)
LANDOIS, H. (1865): Die Eierschalen der Vögel in histologischer und genetischer Beziehung. Zschr. f. wiss. Zoologie 1865, S. 1–31. (z. IV S. 627, 628 u.a.)
LA TOUCHE, J. D. D. (1905 oder 1917): (zitierte Literatur IV S. 527; 691)
LAUTERBORN, R. (1923): Die räumliche Anordnung der Vogeleier im Nest. Ludwigshafen (Autor). 14 S. (z. IV S. 608)
LEUCKART, R. (1894): Artikel Zeugung. Handwörterbuch der Physiologie IV. (z. IV S. 652)
LEVERKÜHN, P. (1891): (zitierte Literatur IV S. 529; 670)
LIEBERMANN, C. (1878): Über die Färbung der Vogeleischalen. Ber. Berliner Chem. Ges. 11, S. 606–610. (z. IV S. 653)
LINNAEUS (LINNÉ), C. (1856): Systema Naturae (Facsimile her. 10. Aufl. von 1758). London (Brit. Mus. Nat. Hist.). 824 S. (z. IV S. 710)
LYNES, H. (1914b): (zitierte Literatur IV S. 531; 692)

MAKATSCH, W. (1934): Gefleckte Enteneier. Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 10, S. 230–231. (z. IV S. 636)
— (1950b): (zitierte Literatur IV S. 533; 690)
MARK, R. (1930): Untersuchungen an Bastarden zwischen Kanarien und Wildfinken. Zschr. wiss. Zool. (Leipzig) 137, S. 476–549. (z. IV S. 701)
MARSHALL, W. (1895): (zitierte Literatur IV S. 534; 591 u.a.)
MEINERTZHAGEN, R. (1934): The relation between plumage and environment with special reference to the Outer Hebrides. Ibis 1934, S. 52–61. (z. IV S. 677)
MENEGAUX, A. (1922): Absence de xénie dans les oeufs d'Autriche. Rev. Franç. d'Orn. 14, S. 217–219. (z. IV S. 700)
MOEBERT, F.: (Photographien von Dünnschliffen). Quelle unbekannt. (z. IV S. 706)
MORRIS: (Färbung der Eier im Alter). Quelle fehlt. (z. IV S. 674)
MOTOHASHI, H. (1935): Observations of the Duck's egg at the moment of laying. Trans. Tottori Soc. Agric. Sci. 5, S. 103–121 (Japan./engl.). (Referat Arch. Geflügelkd. 1937, S. 207). (z. IV S. 597)

NATHUSIUS, W. v. (1867): Über die Bildung, Struktur und systematische Bedeutung der Eischale der Vögel. Diss. Leipzig. (z. IV S. 710)
— (1868a): Über die Hüllen, welche den Dotter des Vogeleies umgeben. Zschr. wiss. Zool. 18, S. 225–270, 584–620, Nachträge 19, S. 322–348. (z. IV S. 621, 627, 628 u.a.)
— (1968b): Die Eihaut von *Python bivittatus*. Ebenda, Quelle fehlt. (z. IV S. 698)
NAUMANN, J. F. nach HENNICKE („Neuer Naumann") (1897–1905): (zitierte Literatur IV, S. 539; 669, 674, 699)
NEHRKORN, A. (1910): (zitierte Literatur IV S. 540; 658, 669)
NICHOLSKY, A. & W. WAGNER (1890): Sur la forme de l'oeuf des oiseaux. Rev. Sci. Nat. St. Pétersbourg 1890, S. 105–113, 176–179. (z. IV S. 607)
NORRIS, J. P. (1926): (zitierte Literatur IV S. 542; 666, 668)

OLSEN & BYERLY (1932): Orientation of the hen's egg in the uterus and during laying. Poultry Sci 11, S. 266–271. (Referat Arch. Geflügelkd. 1933, S. 94). (z. IV S. 597)
OTTOW, B. (1949): Individuelle und erbliche Mutationstypen in der Färbung der Vogeleischalen mit kritischen Bemerkungen zur Entstehung der Schalenfärbung. Ark. Zool. (Stockholm) 2 Ser. 1, S. 59–79. (z. IV S. 655)
— (1950): (zitierte Literatur IV S. 544; 593, 594, 597, 608, 628 u.a.)
— (1955): Die Lage der Vogeleier im Uterus und damit zusammenhängende physiologische Fragen. J. f. Orn. 96, S. 15–33. (z. IV S. 594, 597, 607, 615, 655)

Pässler, W. (1850): Über Abweichungen einiger Vögel in Bezug auf Nestbau, Größe und Farbenzeichnung der Eier. Naumannia 1, S. 38. (z. IV S. 704)
Pearl, R. (1909): (Ei im Isthmus). Biol. Bull. 17, S. 271. (z. IV S. 606)
— & R. Curtis (1912): (Entstehung der Eischale). Jen. Zschr. 12, S. 99. (z. IV S. 593)
Pelt Lechner, A. A.van (1910–1914): (zitierte Literatur IV S. 547; 692)
Penard, P. P. & A. P. (1908–1910): (zitierte Literatur IV S. 548; 666)
Peters, J. L. (1931–1951): (zitierte Literatur IV S. 548; 650, 719, 715)
Pitman, C. S. R. (1928): The nesting of *Eremialector quadricinctus lowei* -- The Eastern Four-banded Sandgrouse. Ool. Rec. 8, S. 79–81. (z. IV S. 704)
Poll, H. (1921): Das Zahlenverhältnis der Geschlechter bei Vogelmischlingen. J. f. Orn. 69, S. 512–526. (z. IV S. 699)
Prazák, J. R. (1898): (zitierte Literatur IV S. 550; 690)
Punnett, R. C. (1933): Genetic studies in Poultry. IX. The blue egg. J. Genetics (Cambridge) 27, S. 468–470. (z. IV S. 700)
— & P. G. Bailey (1920): (Eifärbung von Haushuhneiern). Ebenda 10, S. ?. (z. IV S. 700)

Radde, O. (1884): (zitierte Literatur IV S. 551; 691)
Reichenau, W. v. (1880): (zitierte Literatur IV S. 553; 627, 650)
Reichenow, A. (1913): (Veränderung der Färbung der Schale bei Bastardierung). J. f. Orn. 61, S. 554. (z. IV S. 700)
— (1913–1914): Die Vögel -- Handbuch der systematischen Ornithologie. 2 Bde. Stuttgart (Enke). (z. IV S. 710)
— (1920): (Bälge gezüchteter Löffler- und Ibismischlinge). J. f. Orn. 68, S. 397. (z. IV S. 699)
Rensch, B. (1938): Einwirkung des Klimas bei der Ausprägung von Vogelrassen und besonderer Berücksichtigung der Flügelform und der Eizahl. Proc. Int. Orn. Congress Oxford 1934, S. 285–311. (z. IV S. 605)
Rey, E. (1899–1905): (zitierte Literatur IV S. 554; 673, 684 u. a.)
— (1903): Wird das Vogelei mit dem spitzen oder stumpfen Pol voran gelegt? Z. Ool. 13, S. 26. (z. IV S. 597)
Ridgway, E. (1912): Color standard and color nomenclature. Washington. (z. IV S. 657)
Romanoff, A. L. & A. J. (1949): (zitierte Literatur IV S. 556; 591, 621 u. a.)

Schalow, H. (1915): (zitierte Literatur IV S. 559; 714)
Schlegel, R. (1919): Ein blaugrünes Ei der Ringeltaube (*C. palumba* L.). Z. Ool. Orn. 24, S. 40–43. (z. IV S. 672)
Schlüter, W. (1859): (Schwarzes Ei von *Podiceps cristatus*). J. f. Orn. 7. (z. IV S. 671)
Schlusche: (*Carpodacus* × *Serinus*). Quelle fehlt. (z. IV S. 702)
Schmidt, R. (1920): Über Eier mit blauer Ringbildung. Z. Ool. Orn. 25, S. 69–73. (z. IV S. 652)
Schmidt, W. J. (1922): (Bildung der Eischale). Verh. Dtsch. Zool. Ges. Würzburg 27, S. 107. (z. IV S. 621, 626)
— (1929): Die Kalkschale des Sauropsideneies als geformtes Sekret. Zschr. Morph. Ökol. Tiere (Berlin) 14, S. 400–420. (z. IV S. 625)
— (1934): (zitierte Literatur IV S. 560; 629)
— (brieflich, Dünnschliffe): (z. IV S. 612, 618, 626)
Schmitz, P. E. (1906): Abnorme Hühnereier. Z. Ool. Orn. 16, S. 38–41. (z. IV S. 611)
Schneider, K. M. (1949): Vom Brutleben des Straußes (*Struthio*) in Gefangenschaft. Beitr. Vogelkd. (Leipzig) 1, S. 169–272. (z. IV S. 594)
Schönwetter, M. (1932a): Vogelei im filtrierten ultravioletten Licht. J. f. Orn. 80, S. 521–529. (z. IV S. 654, 696)
— (1932b): Über die Cuticula der Vogeleier. Orn. Mon. Ber. 40, S. 73–76. (z. IV S. 635)
Schumacher, S. (1931): Beiträge zur Kenntnis des Eileiters der Vögel. Nach Verhandlungen am Kanarienvogel (*Serinus canaria*). Z. mikr. anat. Forsch. (Leipzig) 26, S. 1–44 (298–299?). (z. IV S. 655)
Serle, W. (1938): (zitierte Literatur IV S. 562; 652)
Seydlitz, G. (1869): Die Bildungsgesetze der Vogeleier in histologischer und genetischer Beziehung und des Transmutationsgesetzes der Organismen. Leipzig. (z. IV S. 625, 700 u. a.)
Sharpe, R. B. (1871–1890): (zitierte Literatur IV S. 564; 710, 714, 715)
Shuel, R. (1938): (zitierte Literatur IV S. 564; 652)
Smith, W. A.: (halbalbinotischer Star). Quelle unbekannt. (z. IV S. 677)
Snethlage, E. (1935): (zitierte Literatur IV S. 568; 691)
Snethlage, H. (1927–1928): (zitierte Literatur IV S. 568; 605, 606)

SOMEREN, V. G. L. VAN (1910, 1918?): (zitierte Literatur IV S. 568; 690)
SORBY, H. C. (1875): On the colouring-matters of the shells of birds' eggs. Proc. Zool. Soc. (London) 1875, S. 351–365. (z. IV S. 653)
STADIE, P. (1930): Beitrag zur Kenntnis der Eischalenfarbstoffe. Ber. Ver. schles. Ornithologen 16, S. 23–26. (z. IV S. 653)
STEINFATT, O. (1941?): (fern ziehende Vögel brauchen größere Gelege). Quelle fehlt. (z. IV S. 606)
STENGEL, J. (1894): Merkwürdige Eierlegerei. Z. Ool. 4, S. 27. (z. IV S. 616)
STRAELEN, V. VAN (1928): Les oeufs de Reptiles fossiles. Palaeobiol. (Wien) 1, S. 295–312. (z. IV S. 617)
STRESEMANN, E. (1906): (Paarung von *Acanthis flammea* ♂ mit *Carduelis carduelis* ♀). Orn. Mon. Schr. 31, S. 308–309. (z. IV S. 701)
— (1927–1934): (zitierte Literatur IV S. 571; 591, 608, 625, 662)
SWYNNERTON, O. F. M. (1907–1916): (zitierte Literatur IV S. 572; 675, 692)
SZIELASKO, A. (1904): Dissertation. (z. IV S. 591 u. a.; vgl. 1902, 1905: zitierte Literatur IV S. 572)
— (1913): (zitierte Literatur IV S. 572; 625, 641 u. a.)
— (1925): Bastard-Eier. Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 1, S. 111. (z. IV S. 700, 701)

TACZANOWSKI, L. (1872–1876, 1891–1893): (zitierte Literatur IV S. 572; 691)
TARCHANOFF, J. R. (1884): Über die Verschiedenheiten des Eiereiweißes bei befiederten geborenen (Nestflüchtern) und bei nackt gebornen (Nesthockern) Vögeln, und über die Verhältnisse zwischen dem Dotter und Eiereiweiß. Biol. Centralbl. 4, S. 222–224. (z. IV S. 592)
TASCHENBERG, O. (1885): Zur Frage der Entstehung der Färbung der Vogeleischalen. Zool. Anz. 1885, S. 243. (z. IV S. 592)
— (1894): (Eischalenfärbung). Zool. Anz. 1894, S. 204–207. (z. IV S. 655)
THIENEMANN, J.: (sammelte rote *Lanius collurio*-Eier). Quelle fehlt. (z. IV S. 692)
THIENEMANN, T. A. L. (1845–1854): (zitierte Literatur IV S. 573; 641, 646, 701)
THOMPSON, D' A. (1908): (Eigestalt). Nature 78, S. 114. (z. IV S. 645)
TIEDEMANN: (Eifärbung). Quelle fehlt. (z. IV S. 652)
TOBIAS, R. (1853): Blässere und weniger reiche Eifärbung. Naumannia 3, S. 335–336. (z. IV S. 701)
TSCHERMAK, A. V. (1912): Über Veränderung der Form, Farbe und Zeichnung von Kanarieneiern durch Bastardierung. Pflügers Arch. ges. Physiologie (Bonn) 148, S. 367–395. (z. IV S. 700–701)
TSCHUDI, J. J. V.: (Färbungsintensität im Alter der Vögel). Quelle fehlt. (z. IV S. 674)
TURCHINI, J. (1924): (Schalenhaut und Porphyrinkörnchen im Uterus). C. R. Assoc. Anat. (Strasbourg) 19. (z. IV S. 655, 698)

UCHIDA, S.: (Fuji). Quelle fehlt. (z. IV S. 691)

VAUGHAN, J. H. & K. H. JONES (1929–1930): (zitierte Literatur IV S. 575; 691)
VENTURI, S. (1909): (zitierte Literatur bei HARTERT & VENTURI IV S. 512; 659, 715)
VERHEYEN, R. K. (1967): (zitierte Literatur IV S. 576; 690)
VÖLKER, O. (1940): Die Verbreitung der Protoporphyrinen in Vogeleischalen. J. f. Orn. 88, S. 604–612. (z. IV S. 653, 654)
— (1942): Über das Vorkommen der Protoporphyrinen in den Eischalen der Vögel. Hoppe-Seydler's Zschr. physiol. Chemie 258, S. 277–282. (z. IV S. 652, 653 diese Stelle?)
— (1944a): Übersicht der aus Vögeln isolierten und identifizierten Pigmente. J. f. Orn. 92, S. 133–139. (z. IV S. 652)
— (1944b): Die stofflichen Grundlagen der Pigmentierung der Vögel. Biol. Zentralbl. 64, S. 184–235. (z. IV S. 653)
VOELTZKOW: (Eiweißschicht auf Nilkrokodilen). Quelle fehlt. (z. IV S. 639)
VRIES, H. de: (Mutation). Quelle unsicher. (z. IV S. 695)

WALTHER, A. R. (1914): Über den Einfluß der Rassenkreuzung auf Gewicht, Form, Glanz und Farbe der Hühnereier, mit Beiträgen zur Physiologie der Eigestaltung. Landwirtsch. Jahrb. 46, S. 89–104. (z. IV S. 700)
WALTON, A. & E. O. WHETHAM (1933): The survival of the spermatozoon in the domesticated Fowl. J. exp. Biol. (London) 10, S. 204–211. (z. IV S. 591)
WARREN & CONRAD (1942): (Pigment-Ablagerung). Quelle fehlt. (z. IV S. 655)
WETMORE, A. (1927): The birds of Porto Rico and the Virgin Islands. Scient. Survey Porto Rico 9, Part 3–4, S. 356–408. (z. IV S. 603). (Referat in Beitr. Fortpfl. biol. Vögel 4, S. 189–190, 1928)

Wicke, W. (1958): Über das Pigment in den Eischalen der Vögel. Naumannia 1858, S. 393. (z. IV S. 652)
Wickmann, H. (1893): Die Entstehung der Färbung der Vogeleier. Münster. 93 S. (z. IV S. 591, 653)
— (1896): Die Lage des Eies vor und während der Geburt. J. f. Orn. 44, S. 81–92. (z. IV S. 594)
Wiese (1867): Abänderungen in der Farbe der Vogeleier. J. f. Orn. 15, S. 73–80. (z. IV S. 674)
Witherby, siehe Handbuch der British Birds: (z. IV S. 671, 689)



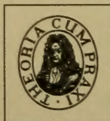
Atlas der Verbreitung palaearktischer Vögel

18. Lieferung

Herausgegeben von
HEINRICH DATHE/WLADIMIR M. LOSKOT
1992. 52 Seiten – 10 fbg. Verbreitungskarten – 270 mm × 340 mm
in Mappe 96,– DM
ISBN 3-05-501287-9

Der Atlas besteht jeweils aus der kartographischen Dokumentierung der Areale von 10 Arten und Formen palaearktischer Vögel, den Fundortlisten, der Beschreibung der Verbreitung, Ökologie und Wanderungen der Spezies. In der 18. Lieferung sind die Arten
Circus melanoleucos (Scheckweihe)
Motacilla grandis (Japan-Stelze)
Lanius vittatus (Rotschulterwürger)
Lanius sphenocercus (Riesenraubwürger)
Garrulus lanceolatus (Strichelhäher)
Garrulus lidthi (Prachthäher)
Carpodacus rhodochrous (Rosenbrauengimpel)
Pyrrhula aurantiaca (Goldrückengimpel)
Pyrrhula erythrocephala (Rotkopfgimpel)
Emberiza sulphurata (Schwefelammer)
enthalten.

Bestellungen richten Sie bitte an Ihre Buchhandlung oder an den



AKADEMIE VERLAG

ISBN 3-05-501325-5